東京帝國大學理學部紀要
第三類 植物學
第一冊 第一篇

JOURNAL

OF THE

FACULTY OF SCIENCE

IMPERIAL UNIVERSITY OF TOKYO

SECTION III BOTANY

Vol. I Part 1



TOKYO
Published by the University

December 15, 1925.

The "JOURNAL OF THE FACULTY OF SCIENCE" is the continuation of the "JOURNAL OF THE COLLEGE OF SCIENCE" published by this University in forty-five volumes (1887–1925), and is issued in five sections:

Section I.—Mathematics, Astronomy, Physics, Chemistry
Section II.—Geology, Mineralogy, Geography, Seismology
Section III.—Botany
Section IV.—Zoology
Section V.—Anthropology

All communications relating to this JOURNAL should be addressed to the DEAN OF THE FACULTY OF SCIENCE, IMPERIAL UNIVERSITY OF TOKYO.

Über die Reifungsvorgänge des Pharbitis-Samens mit besonderer Rücksicht auf die Keimungsfähigkeit des unreifen Samens.

Von

Yoshiji YOSHII.

Mit Tafel I und 20 Textfiguren.

I. EINLEITUNG.

Der Reifevorgang und der Keimungsprozess der Samen gehören zu den eindrucksvollsten Perioden im Kreislauf des Pflanzenlebens. Während letzterer von alters her eingehend untersucht worden ist, ist ersterer nur beiläufig berührt worden.

Vom biologischen sowohl als auch physiologischen Gesichtspunkt aus ist aber der Reifevorgang eines Samens wichtig, da viele interessante Erscheinungen dabei zu beobachten sind.

Eines der bedeutendsten Reifeprobleme dreht sich ja um die Frage, von welchem Entwicklungsstadium ab die Samen keimfähig sind. Obwohl die Keimfähigkeit unreifer Samen einiger Pflanzen beobachtet wurde, fehlt es doch noch an genaueren Untersuchungen darüber insofern, als bisher das Reifestadium des keimfähigen Samens nur im Vorbeigehen berührt wurde. Um die aufgeworfene Frage richtig zu beantworten, muss man zunächst den Reifevorgang des Samens genauer kennen.

Obwohl von landwirtschaftlich-botanischer Seite zwar die Reifung von Samen vielfachen Untersuchungen über Bau oder chemische Zusammensetzung unterworfen wurde, wurde jedoch dabei das Reifestadium des Samens nur mit seinem Aussehen bezeichnet,[1] ohne die mit der Reifung vor sich gehende Veränderung der äusseren sowohl als auch der inneren Eigenschaften des Samens genauer zu untersuchen.

---

1) Im allgemeinen hat man das Reifestadium des Samens als „Milchreife“, „Gelbreife“ etc. bezeichnet, nur nach seinem Aussehen oder höchstens dem Zustand des Endosperms.

Um eine eingehende Ansicht über die Reifevorgänge zu gewinnen, muss man zuerst feststellen, welche morphologische und physiologische Veränderung des Samens bei der Reifung vor sicht geht.

Bei der Untersuchung über die Reifevorgänge und ihre physiologischen und biologischen Erscheinungen ist daher zuerst der Entwicklungsprozess des Samens nach der Befruchtung möglichst genau zu verfolgen.

Zu diesem Zweck bediente ich mich mit Vorteil der *Pharbitis Nil*, weil sie am Tage des Blühens auch befruchtet wird. Registriert man den Blütentag jeder Blüte, so kann man die Samenentwicklung nach dem Blütentag mit Sicherheit in natura verfolgen.

Da die aüsseren sowohl als auch inneren Eigenschaften des Samens durch die Individualität der Pflanze ganz verschieden sein können, so habe ich im Jahre 1916 aus Individuen der Pflanze ein gut erwachsenes, mit grossen roten Blüten versehenes Individuum[1] ausgewählt und es zur „reinen Linie" gebracht. Mit dieser Pflanze habe ich während der letzten 5 Jahre alle vorliegenden Versuche angestellt.

Im vorliegenden Versuch habe ich zuerst das Wachstum des Samens und seine Beziehung zur Jahreszeit beobachtet, um den Entwicklungsvorgang des Samens genauer festzustellen. Davon ausgehend, suchte ich physiologische sowohl als auch biologische Untersuchungen über die Reifevorgänge, insbesondere die Keimfähigkeit des unreifen Samens, anzustellen. So wurden zunächst die aüssere Änderung des Samens während des Entwicklungsprozesses und die im Inneren des Samens bei der Reifung vor sich gehenden chemischen Vorgänge verfolgt und dann die Keimfähigkeit des unreifen Samens erörtert, mit Rücksicht auf die künstliche Kultur des unreifen Embryos. Zur Ergänzung dieser Arbeit beschäftigte ich mich schliesslich mit Quellung und Keimung des gereiften Samens.

Beim Versuche habe ich besonders folgende drei Punkte ins Auge gefasst:

1. Um den Gang der Reifung und die damit verbundene Veränderung der Stoffe zu erörtern, muss die Veränderung der absoluten Stoffmenge in einem einzigen Samen je nach dem Verlaufe der Zeit angeben, weil dadurch erst der Reifevorgang des Samens sich klar erkennen lässt.

2. Wie erwähnt, können wir mit dem Ausdruck „ Reifestadium "

---

1) Blätter herzförmig, dreilappig; Mittellappen eiförmig, zugespitzt, Seitenlappen klein eiförmig, zugespitzt. Blüten rosenrot; Blumenkrone trichterförmig, gross; Röhre innen rot.

den Reifevorgang nicht vollkommen bezeichnen, da das Reifestadium nicht immer ganz mit dem Reifevorgang des Samens zusammenfällt. Um das Verhältnis genauer zu erkennen, muss man immer das Alter des Samens ins Auge fassen.

3. Da ich gefunden habe, dass die Fruchtindividualität eine notwendige Erscheinung ist, so wurden alle Vergleichsversuche in den vorliegenden Untersuchungen mit denselben Sätzen[1] von Samen angestellt, um die Individualität möglichst zu beseitigen und genauere Ergebnisse zu gewinnen.

II. Morphologische und physiologische Veränderung des Samens bei dem Entwicklungsvorgang.

1. Gewichtszunahme des Samens bei der Entwicklung.

Bevor ich auf die Ergebnisse der Untersuchung eingehe, will ich hier kurz einige Punkte berühren, die mit der Samenentwicklung in engstem Zusammenhang stehen.

a) Blütezeit und Entwicklungszeit von *Pharbitis Nil.*

Die Blütezeit ist je nach der Witterung verschieden, aber im Freien blüht *Pharbitis Nil* in Tokyo von Mitte Juli bis Anfang Oktober. Spätere Aussaaten bilden event. bis in den November hinein Blüten und Früchte, ihre Samen sind nicht mehr so kräftig, wie die zur günstigen Jahreszeit gebildeten, und schliesslich tragen die Blüten keine Frucht mehr. In geeigneter Jahreszeit erblühen die Pflanzen in 3 Monaten nach der Aussaat, was aber je nach der Jahreszeit und je nach den klimatischen und edaphischen Bedingungen verschieden ist. Besonders spielt die Jahreszeit dabei eine grosse Rolle.

Die Zeit, welche eine Pflanze von der Keimung an bis zur ersten Blüte bedarf, ist je nach der Jahreszeit auffallend verschieden. Die folgende Tabelle gibt einen Überblick über die Versuche mit *Pharbitis Nil,* die im botanischen Garten in Tokyo im Jahre 1922 angestellt wurden.

---

1) Vgl. darüber S. 14.

Tabelle I.

Entwickungszeit von der Keimung bis zur ersten Blüte.

Alle zehn Pflanzen wurden nebeneinander ausgepflanzt.

Datum der Keimung	Datum der ersten Blüte		Durchschnitt der Entwicklungszeit (in Tagen)
4. April	vom 15. Juli	bis 18. Juli	107
2. Mai	„ 5. Aug.	„ 10. Aug.	98
12. Juni	„ 20. Aug.	„ 24. Aug.	71
22. Juli	„ 7. Sept.	„ 10. Sept.	48
2. Sept.	„ 16. Okt.	„ 21. Okt.	47[1]

Daraus ergibt sich, dass die Entwicklungszeit bis zur Blüte über hundert Tage bei frühem (Mai) Aussäen dauerte, während sie sich bei späteren (September) um die Hälfte vermindert.

Diese auffallende Verschiedenheit der Entwicklungszeit je nach der Jahreszeit beruht zum Teile auf dem Temperaturunterschied, aber ich vermute, dass der Unterschied der Tageslänge je nach der Jahreszeit eine grosse Rolle spielt, wie das von Garner und Allard[2] bei anderen Pflanzen gefunden wurde.

b) Blütenzahl je nach dem Klima.

Nach dem ersten Blütentag nimmt die Blütenzahl täglich zu, bis die maximale Zahl erreicht ist, dann wieder ab. Aus folgender Tabelle ergibt sich die Anzahl der Blüten, die an den 10 nebeneinander ausgepflanzten Pflanzen jeden Tag erblüht sind.

Tabelle II.

Täglich gezählte Blütenzahl.

Die am 22. Mai 1921 gekeimten Pflanzen wurden am 3. Juni eingepflanzt und unter möglichst gleichen Bedingungen gezogen.

Blütentag	Blütenzahl	Blütentag	Blütenzahl	Blütentag	Blütenzahl
		21. Aug.	17	1. Sept.	94
		22. „	13	2. „	115
12. Aug.	3	23. „	27	3. „	105
13. „	3	24. „	34	4. „	136
14. „	1	25. „	51	5. „	128
15. „	5	26. „	59	6. „	204
16. „	6	27. „	95	7. „	**207**
17. „	10	28. „	75	8. „	175
18. „	16	29. „	70	9. „	193
19. „	16	30. „	74	10. „	162
20. „	17	31. „	76		

1) Die im Gewächshause ausgepflanzten Pflanzen (am 20. Dez. ausgekeimt) bedürften 35 Tage.

2) Garner, W.W. and Allard, H.A., Effect of the relative length of day and light and other factors of the environment on growth and reproduction in plant. Jour. Agr. Res., 1920, Vol. XVIII, p. 556.

Obwohl eine eingehende Untersuchung über die Beziehungen zwischen Blütenzahl und Klima nicht angestellt wurde, lässt sich aus der Temperaturkurve ersehen, dass die niedere Temperatur der vorgehenden Tage grossen Einfluss auf die Entwicklung der Blüten bezw. der Blütenzahl eines Tages ausübt.

c) Verschiedenheit der Samenzahl in einer Frucht je nach der Blütezeit.

Ein Fruchtknoten von *Pharbitis Nil* besteht aus drei synkarpen Fruchtblättern, jedes Fach enthält zwei Samenknospen. Die Anzahl der zur Reife kommenden Samen ist daher, wenn sich alle Samenknospen entwickeln, derjenigen der Samenanlagen entsprechend, nämlich 6. Aber die Samenknospen erreichen nicht immer sämtlich das Endziel ihrer Entwicklung. In der Tat finden wir gewöhnlich weniger Samen in einer Frucht. In der folgenden Tabelle (Tab. III, A) sind die Früchte, welche aus den vom 21. August bis zum 3. September 1920 an den 3 Pflanzen erblühten Blüten hervorgangen sind, nach der Samenzahl in einer Frucht angeordnet.

Tabelle III.
Samenzahl in einer Frucht.
A) gesammelt am 21. Okt. 1920.
B) gesammelt am 6. Nov. 1920.

Samenzahl in einer Frucht	Fruchtzahl			
	A) in der Frühzeit		B) in der Spätzeit	
8	6	(1,4)[1]	0	
7	15	(3,4)	0	
6	185	(42,0)	25	(12,6)
5	138	(31,3)	39	(19,6)
4	61	(13,8)	59	(29,7)
3	21	(4,8)	38	(19,1)
2	11	(2,8)	30	(15,1)
1	3	(0,7)	8	(4,0)
Summe d. Früchte	440		199	

Aus obiger Tabelle (Tab. III, A) lässt sich erkennen, dass die Samenzahl in einer Frucht meistens 6 ist, dann folgen die mit 5, also diese beiden machen den grössten Teil, also 73,3% aller Früchte aus, während die Früchte mit einer geringeren Samenzahl seltener sind. Öfters kommen 7 oder sogar 8 Samen in einer Frucht vor.

1) Die Zahlen in Klammern bezeichnet % der Fruchtzahl.

Tabelle IV.

Samenzahl in einer Frucht.

Blütetag	Samenzahl in einer Frucht (Mittelwert)	
	tägliche	in 5-Tagen
1. Sept.	6,00	
2. „	5,00	
3. „	6,00	5,50
4. „	5,00	
5. „	5,50	
6. „	4,25	
7. „	4,75	
8. „	3,75	4,34
9. „	3,80	
10. „	5,15	
11. „	5,15	
12. „	4,90	
13. „	3,51	4,19
14. „	3,77	
15. „	2,64	
16. „	3,09	
17. „	2,29	
18. „	4,50	3,03
19. „	2,46	
20. „	2,79	
21. „	3,50	
22. „	3,56	
23. „	3,50	3,32
24. „	3,06	
25. „	3,00	
26. „	2,50	
27. „	2,74	
28. „	3,11	2,80
29. „	2,50	
30. „	3,13	
1. Okt.	3,33	
2. „	2,63	
3. „	2,20	2,78
4. „	2,50	
5. „	3,25	

Obige Ergebnisse wurden mit den in der günstigsten Jahreszeit befruchteten Blüten erzielt, während die Pflanzen aus späterer Zeit, meistens unvollkommene Samen ausbilden. Diese Tatsache ist besonders vom biologischen Gesichtspunkt aus wichtig, weshalb dies noch eingehend zu behandeln ist. An denselben oben erwähnten Pflanzen wurde der Versuch angestellt. Alle Früchte, die vom 19. September bis 2. Oktober befruchtet waren, wurden am 6. November gesammelt und die Samenzahl in jeder Frucht gezählt. Sie sind in obenstehender Tabelle (Tab. III, B) zusammengestellt.

Die 4 Samen enthaltende Frucht zeigt hier die maximale Anzahl. Vergleichen wir die Ergebnisse der beiden Versuche, so sieht man, wie stark die Jahreszeit auf die Samenanzahl in einer Frucht einwirkt; während der Mittelwert der Samenzahl in einer Frucht bei der Frühzeit (August) 5,3 ist, zeigt er bei der Spätzeit (September) nur 3,8. Um dieses Verhältnis noch klarer zu machen, lässt sich das Ergebnis dieser Versuche in nebenstehender Tabelle (Tab. IV) anschaulich zeigen. Dabei wurde zunächst der tägliche Mittelwert der Samenzahl in einer Frucht bestimmt, dann von diesen Mittelwerten in den je 5 sich anschliessenden Tagen der Durchschnitt genommen. Wie aus der Tabelle leicht ersichtlich, nimmt der Mittelwert der Samenzahl mit der Zeit allmählich ab; er zeigt Anfang September noch 5,5 ist aber Anfang Oktober nur 2,8.

Über die Samenzahl in Bezug auf die Blütezeit kann man daher im allgemeinen sagen, dass je später die Blütezeit ist um so kleiner die Samenzahl in einer Frucht wird.

A. Beziehung von Länge und Gewicht der Frucht, des Samens und des Embryos.

Um zu einem klaren Verständnis der Samenentwicklung zu gelangen, müssen wir zunächst die Länge und das Gewicht des Samens und seine Beziehung zu denen der Frucht und des Embryos genauer ins Auge fassen, so will ich mich daher im Folgenden damit beschäftigen.

Eine der wichtigsten Fragen des Reifeproblems des Samens dreht sich ja darum, wie sich der Embryo bei der Samenentwicklung verhält.

Bei der Untersuchung des Reifevorgangs eines Samens ist es jedoch fast unmöglich, den Embryo frei zu machen und dessen Entwicklungsstadium festzustellen. Wenn man aber eine engere Beziehung zwischen der Entwicklung des Embryos und Samens bezw. der Frucht konstatieren kann, dann lässt sich der Reifegrad eines Embryos durch diese Beziehung bestimmen. Zu diesem Zwecke führte ich dahinzielende Versuche aus, die ich unter folgenden 5 Kategorien zusammenfasse:

1. Die Beziehung zwischen Embryolänge und Embryogewicht.
2. Die Beziehung zw. Embryolänge und Samenlänge.
3. Die Beziehung zw. Embryolänge und Samengewicht.
4. Die Beziehung zw. Embryolänge und Fruchtlänge.
5. Die Beziehung zw. Embryolänge und Fruchtgewicht.

Anstatt der 5ten habe ich aber die Beziehung zwischen Samengewicht und Fruchtgewicht studiert, da man daraus das erwähnte Verhältnis ableiten kann. Die mit der ersten und der vierten Kategorie erzielten Ergebnisse werden nur beiläufig angeführt, da sie mit dem in Rede stehenden Problem nicht in engerer Beziehung stehen.

Obwohl der Entwicklungsvorgang eines Samens durch Jahreszeit und Witterung stark beeinflusst wird, muss doch stets eine Korrelation zwischen den angegebenen Beziehungen vorhanden sein. Um Unterschiede infolge äusserer Bedingungen möglichst auszuschalten, benutzte ich die Samen von zur günstigsten Jahreszeit[1] ausgepflanzten Pflanzen. Alle Versuche wurden mit Samen, die aus einer vollkommen entwickelten Frucht geerntet worden waren, angestellt.

Da alle Samen in einer Frucht in annähernd gleichem Entwicklungsstadium sind, wurde nur ein einziger Same aus jeder Frucht zum Versuche benutzt, um mit einer möglichst grossen Fruchtzahl experimentieren zu können.

---

1) Bezüglich des Ausdrucks „die günstige Jahreszeit“ Vgl. S. 28.

1. *Die Beziehung zwischen Embryolänge und Samenlänge.*

Der grüne Embryo ist erst mit freiem Auge sichtbar, wenn ein Same 5,5 mm Länge erreicht hat, was bei günstigster Jahreszeit etwa 10 Tage nach der Befruchtung eintritt, dann schreitet das Wachstum schneller fort. Die Wachstumsgeschwindigkeit des Embryos lässt sich bei einem 6,5 mm langen Samen insbesondere deutlich erkennen; der Same erlangt im Laufe von 3 Wochen seine endgültige Länge[1] und nun dehnen sich die Kotyledonen, wobei sie sich mit fortschreitenden Wachstum mehr und mehr falten.

Nachstehende Tabelle und graphische Darstellung zeigt, dass die Vergrösserung eines Embryos im jungeren Stadium im Verhältnis zu der eines Samens auffallend klein ist, aber von einem Stadium ab sie annähernd im gleichen Verhältnis zueinander stehen.

TABELLE V.

Die Beziehung zwischen Samenlänge und Embryolänge.

Samenlänge in mm	Embryolänge in mm durchschnittl.
5,5	0,52
6,0	0,86
6,5	1,31
7,0	2,19
7,5	3,44
8,0	5,01
8,5	6,53
9,0	8,54
9,5	8,92

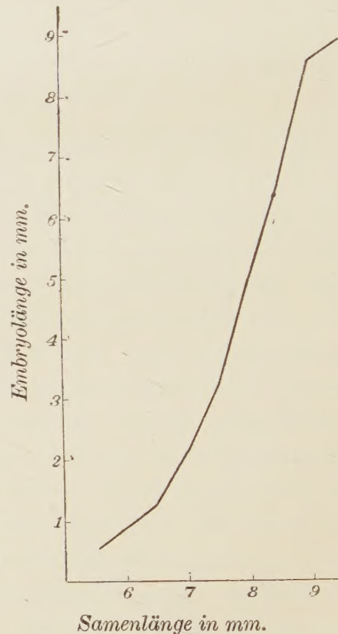


Fig. 1. Graphische Darstellung des Verhältnisses zwischen Samenlänge und Embryolänge.

Wenn auch die Zeit, welche ein Same bis zu einer bestimmten Grösse bedarf, je nach der Jahreszeit der Pflanze verschieden ist,[2] so

1) Der Same ist im Vorreifestadium. Vgl. hierzu S. 19 und 71.

2) Vgl. hierüber S. 14–32.

bleibt doch das obenerwähnte Verhältnis immer annähernd dasselbe, so dass man aus der Länge des Samens in einem Entwicklungsstadium leicht die Embryogrösse beurteilen kann.

2. *Die Beziehung zwischen Embryolänge und Samengewicht.*

Hier haben wir fast dasselbe Ergebnis wie vorher.

Aus nachstehender Tabelle und Kurve lässt sich erkennen, dass das Samengewicht plötzlich zunimmt, wenn der Embryo 1 mm Länge erreicht, und dann allmählich ungefähr im gleichen Verhältnis steigt. Wenn der Same aber in ein gewisses Entwicklungsstadium (die endgültige Grösse) kommt, wobei seine Kotyledonen mit einigen Falten versehen sind, steigt die Kurve wieder steil auf, bis ein Maximum eintritt, um dann wieder zu fallen.

TABELLE VI.

Die Beziehung zwischen Embryolänge und Samengewicht.

Embryolänge in mm	Samengewicht in mm
0,5	23
1,0	28
2,0	54
3,0	69
4,0	82
5,0	93
6,0	108
7,0	118
8,0	124
8,0–9,0 (Vorreifestadium)	132
Anfang des Grünreifestadiums	146
Grünreifestadium	138

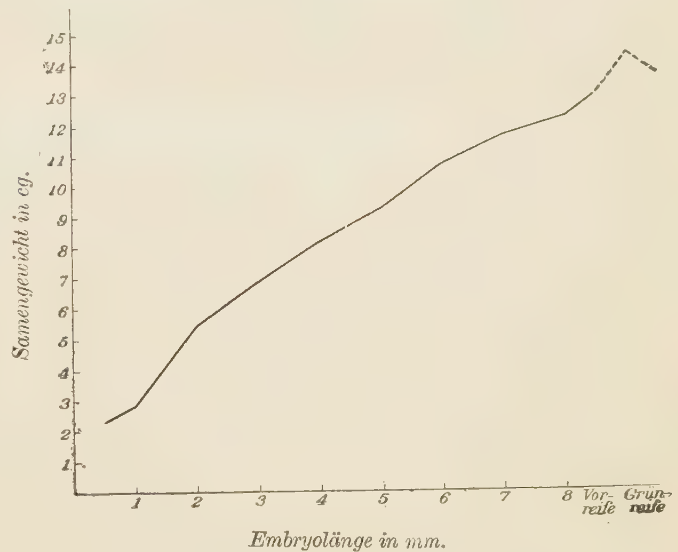


Fig. 2. Graphische Darstellung des Verhältnisses zwischen Embryolänge und Samengewicht.

Aus den obigen Kurven kann man leicht erkennen, dass wie erwartet, eine bemerkbare Korrelation zwischen Samenlänge und Samengewicht besteht. Jedoch sei darauf hingewiesen, dass die Samenlänge früher als das Samengewicht ihren maximalen Wert erreicht, mit anderen Worten: wenn die Samenlänge ihre endgültige Grösse, etwa 9,5 mm Länge, erreicht hat, ist der Same noch imstande, sich weiter zu entwickeln, und erreicht erst danach sein maximales Gewicht. Die zuletzt erwähnte Tatsache ist für das Reifeproblem des Samens von

grosser Bedeutung, von dem später wieder die Rede sein wird. Nebenbei sei nur noch bemerkt, dass der Embryo im Samen mit endgültiger Grösse noch wächst. Dies war einer der Gründe dafür, dass ich gewöhnlich mit der Grösse des Embryos das Stadium der Samenentwicklung bezeichnete.

3. *Die Beziehung zwischen Samengewicht und Fruchtgewicht.*

Ehe ich mich dieser Frage zuwende, muss ich darauf hinweisen, dass in den vorliegenden Versuchen immer die mit Kelchblättern versehene Frucht anstatt der kelchfreien angewendet wurde. Die Kelchblätter von *Pharbitis* bleiben nach dem völlig gereiften Stadium erhalten und dienen hier nicht nur als Schutzeinrichtung für die Frucht, sondern auch als Speicher. Man darf sie daher bei der Reifung der Frucht nicht ausser Acht lassen. Ausserdem ist es fast unmöglich, sie bei jüngeren Früchten von der Kapsel zu entfernen, ohne diese zu verletzen.

Auf Grund obigen Verhältnisses bedient man sich zur Durchführung der in Rede stehenden Versuche der Frucht mitsamt den Kelchblättern anstatt der Frucht allein. In folgenden Versuchen wird daher der Ausdruck Frucht, wenn nichts anderes bemerkt, in diesem Sinne gebraucht, soweit es sich um Gewichtsversuche handelt.

Um in vorliegender Frage völlige Klarheit zu gewinnen, ist es noch erforderlich, zunächst das Verhalten der Kelchblätter im Entwicklungsprozess einer Frucht näher zu untersuchen. Die Ergebnisse der Untersuchung über das Gewicht der Kelchblätter und dessen Beziehung zur Frucht in den Entwicklungsvorgängen sind in folgender Tabelle zusammengefasst:

TABELLE VII.

Die Beziehung zwischen Kelchblättergewicht und Fruchtgewicht.

Durchschnittsgewicht		
einer Frucht (mg)	Kelchblätter u. Fruchtschale	
	in mg	% d. Fruchtgew.
263	211	80,3
321	258	79,4
455	285	62,6
553	297	53,7
647	318	49,2
735	342	47,4
856	379	44,3
939	407	43,4
1054	432	41,1
1153	449	38,9
1227	465	37,9
1351	498	36,9
1421	516	36,3
1540	531	34,4

Wie sich aus vorstehender Tabelle anschaulich ergibt, steht die Gewichtszunahme der Kelchblätter[1] in Beziehung zu der der Frucht,[2] wenn auch die erstere weit geringer als letztere ist, mit anderen Worten: das Gewicht der Kelchblätter nimmt nur allmählich zu, wenn das Fruchtgewicht gemäss der Entwicklung deutlich steigt. Auffallend ist noch der Prozentsatz des Gewichts der Kelchblätter, dieser beträgt z. B. in einer jungen Frucht 80,3, in einer ausgewachsenen 34,4. Woraus man erkennt, dass die Gewichtszunahme zum grössten Teil auf dem Samen selbst beruht. Aus der nachstehender graphische Darstellung kann man leicht ersehen, dass die Gewichtszunahme der Frucht und der Kelchblätter von einem Entwicklungsstadium ab (Frucht etwa 0.3 g wiegt) fast im geraden Verhältnis zueinander steht. Es zeigt sich sofort, dass die Gewichtszunahme des Samens und der Kelchblätter auch im gleichem Verhältnis steht.

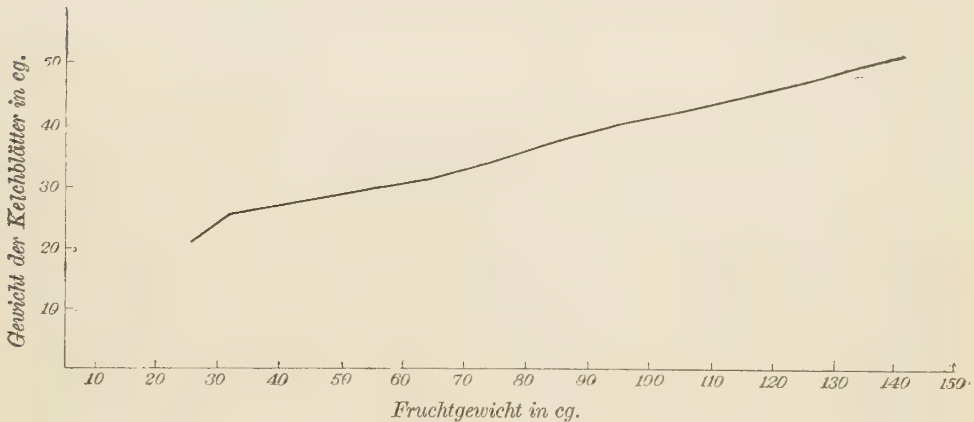


Fig. 3. Graphische Darstellung der Beziehung zwischen Frucht- und Kelchblättergewicht.

Schreitet der Entwicklungsvorgang der Frucht, so werden die Kelchblätter zunächst eintrocknet, während das Samengewicht noch weiter sich erhebt, und dabei gilt selbstverständlich das oben erwähnte Verhältnis nicht. Im folgenden Versuch wurden daher nur Früchte vor dem Vorreifestadium genommen, und die Versuche mit weiter entwickelter Früchte sollen erst später mitgeteilt werden.

---

1) Einschliesslich der Mittelsäule sowohl als auch des Septums der Frucht, kurz alle Teile derselben, ausgenommen die Samen.

2) Das gesamte Gewicht von Frucht und Kelchblättern.

Sei es hier noch bemerkt, dass die Samenzahl in einer Frucht bei dem vorliegenden Versuch insbesondere in Betracht gezogen werden muss.

Wie bereits erwähnt, besteht eine vollkommen entwickelte Frucht aus 6 Samen, aber manchmal hat sie weniger, infolgedessen kann man nicht aus dem Gewicht einer Frucht das Gewicht oder die Grösse eines einzelnen Samens beurteilen. Und zwar, infolge der Verschiedenheit der Samenzahl in einer Frucht, kann die Frucht von demselben Gewicht die Samen von verschiedener Grösse haben ; z.B. hat eine 120 cg Frucht je nach ihrer Samenzahl 6, 5 und 4, deren Samengewicht bezw. 13,0 cg, 14,1 cg und 16,5 cg beträgt. Im Gegensatz dazu gibt es Samen von demselben Gewicht, die aus Früchten von verschiedenstem Gewicht stammen.

Hier will ich ein Beispiel aus einem Versuch geben, in dem zweierlei Früchte von 6 und 5 Samen miteinander verglichen werden.

TABELLE VIII.

Die Samen wurden von ein und derselben Pflanze an demselben Tag gesammelt; hier wurde nur die entsprechende Frucht angegeben.

Frucht von 6 Samen		Frucht von 5 Samen		Frucht von 6 Samen	
Gew. einer Frucht. in cg	Gew. eines Samens in cg	Gew. eines Samens in cg	Gew. einer Frucht in cg	Gew. einer Frucht in cg	Gew. eines Samens in cg
—	—	14,2	123	122	13,0
—	—	14,6	123	—	—
142	15,0	15,0	123	—	—
142	15,0	15,1	123	123	12,6
140	14,7	14,6	124	124	13,0
140	14,8	14,8	124	124	13,5
144	15,1	15,2	125	125	14,0
142	15,5	15,4	126	—	—
—	—	14,7	127	127	13,2
—	—	14,4	127	127	13,8
145	15,2	15,2	128	129	13,4
144	15,3	15,2	128	129	14,2

Aus obiger Tabelle kann man leicht die obenerwähnte Tatsache erkennen, dass der Same von demselben Gewicht aus einer Frucht von ganz verschiedener Grösse kommen kann.

Bei Untersuchungen über das Fruchtgewicht und dessen Beziehung zum Samengewicht sollten daher stets solche Früchte, welche gleich viele Samen haben, zum Versuche verwandt werden.

Um die Beziehung zwischen Samengewicht und Fruchtgewicht zu erkennen, wurden daher im Folgenden die Versuche mit Früchten von 4, 5 und 6 Samen, jeder für sich angestellt. Die damit erzielten Ergebnisse lassen sich aus folgender Tabelle und graphischer Darstellung anschaulich erkennen[1].

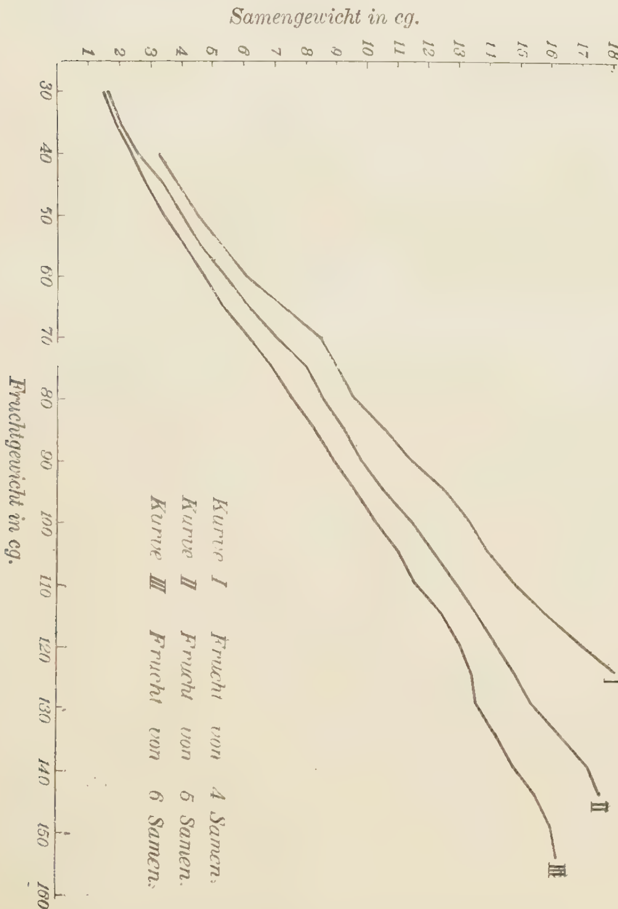


Fig. 4. Graphische Darstellung des Verhältnisses zwischen Samengewicht und Fruchtgewicht.

TABELLE IX.

Die Beziehung zwischen Fruchtgewicht und Samengewicht.

Fruchtgewicht in cg	Samengewicht in cg — Samenzahl in einer Frucht: 6	5	4
155	16,2	—	—
150	16,0	—	—
145	15,5	17,6	—
140	14,8	17,1	—
135	14,1	16,2	—
130	13,5	15,2	—
125	13,3	14,8	18,0
120	13,0	14,1	16,9
115	12,3	13,6	15,8
110	11,6	12,9	14,8
105	11,0	12,1	13,9
100	10,2	11,3	13,2
95	9,6	10,6	12,5
90	8,9	9,8	11,3
85	8,2	9,2	10,6
80	7,6	8,5	9,7
75	6,9	8,0	9,0
70	6,1	7,0	8,4
65	5,3	6,1	7,2
60	4,8	5,3	6,1
55	4,1	4,7	—
50	3,4	4,0	4,5
45	2,8	3,4	—
40	2,3	2,5	3,2
35	1,9	2,0	—
30	1,5	1,6	—

Vorstehende Versuche bringen ein wichtiges Ergebnis, dass die Gewichtszunahme eines einzelnen Samens, ungeachtet der Samenzahl

1) Um Unterschiede je nach dem Reifestadium und der Witterung möglichst zu vermeiden, wurden die Früchte von drei nebeneinander stehenden Pflanzen gesammelt.

in einer Frucht, zu der Zunahme des Fruchtgewichts fast im geraden Verhältnis steht, obwohl das Gewicht eines einzelnen Samens schwerer ist, wenn die Samenzahl in einer Frucht geringer ist. Es ist auch hervorzuheben, dass die drei Kurven fast gleich verlaufen und das Samengewicht in einem bestimmten Entwicklungszustand (Fruchtgewicht etwa 70 cg) besonders vergrössert ist, wovon später die Rede sein wird. In der Hauptsache besteht wenig Zweifel, dass die Gewichtszunahme von Frucht und Same im geraden Verhältnis zueinander steht, wenn man Früchte von derselben Samenzahl nimmt, so dass man aus dem Fruchtgewicht das Samengewicht, d.h. das Entwicklungsstadium der Samen beurteilen kann.

Aus vorstehenden Versuchen über die Beziehung von Länge und Gewicht des Embryos, des Samens und der Frucht können wir eine mässige, positive Korrelation erkennen, und aus dem Gewicht einer Frucht das Gewicht des Samens, also auch das Entwicklungsstadium ihrer Samen und sogar der Embryonen bestimmen, was für vorliegende Untersuchung von grosser Wichtigkeit ist. Auf Grund dieser Tatsache habe ich in der vorliegenden Untersuchung vorzugsweise das Fruchtgewicht[1] in Betracht gezogen anstatt des Samengewichtes.

Am Schluss dieses Abschnitts will ich darauf hinweisen, dass das Samengewicht von Früchten mit gleichem Gewicht und gleicher Samenzahl öfters noch verschieden ist, wie aus der Tabelle VIII (S. 12) leicht ersichtlich, jedoch die Samen in einer einzelnen Frucht, ungeachtet ihrer Samenanzahl, vorausgesetzt, dass die Samen vollkommen entwickelt sind, stets ungefähr gleich sind.

Die letzterwähnte Tatsache ist zusammen mit der Fruchtindividualität, was später auf S. 129 näher dargelegt werden wird, für die vergleichenden Versuche über den Reifeprozess der *Pharbitis*-Samen von grosser Wichtigkeit, und daher wurden alle vergleichenden Versuche aus diesem Grunde mit solchem Satze von Samen, bei dem aus jeder Frucht nur ein einziger Same gewonnen war, angestellt, um Samenindividualitätsunterschiede möglichst auszuschalten.

B. Das Wachstum des Samens und seine Beziehung zur Jahreszeit.

Es ist allbekannt, dass die äusseren Bedingungen auf die Entwicklung der Frucht bezw. des Samens einen grossen Einfluss ausüben und

1) Vgl. über den Ausdruck Fruchtgewicht S. 10.

dabei auch die Individualität nicht ausser acht zu lassen ist. Die Grösse der Frucht und der Samen hängt jedoch in der Hauptsache von ihrem Entwicklungsstadium (Alter) ab. Die letzterwähnte Tatsache ist aber selten ausdrücklich betont worden, da sich die Befruchtungszeit in den meisten Samenknospen schwer feststellen lässt. Obwohl man die Befruchtungszeit mittels künstlichen Bestaübungsverfahrens beiläufig zu bestimmen vermag, so kann doch dabei die Entwicklung des Samen unnatürlich werden, wenigstens kann man nicht die Schwierigkeit des Verfahrens umgehen. Zu diesem Zweck bedient man sich der *Pharbitis*-Samen, weil sie am Tage des Blühens auch befruchtet werden. Registriert man den Blütetag jeder Blüte, so kann man leicht den Vorgang der Samenentwicklung in natura nach dem Blütetag mit Sicherheit verfolgen.

Zunächst kommt es daher darauf an, die zur Beurteilung des Entwicklungsstadiums geeignete Eigenschaft der Frucht und des Samens auszuwählen. Das Gewicht führt am besten zum Ziele, und demgemäss wird in den folgenden Versuchen die Gewichtszunahme einer Frucht bezw. eines Samens im Laufe der Entwicklung vorzugsweise in Betracht gezogen.

Ehe ich mich mit der in Rede stehenden Frage beschäftige, muss ich zunächst die Beziehung zwischen der Insertionsstelle der Blüte und dem Gewicht der Frucht untersuchen. Es gibt viele Arbeiten[1] über die Beziehung zwischen der Aufblühzeit und dem Gewicht der Samen bezw. der Frucht, aber solche Untersuchungen wurden von einem anderen, besonders vom landwirtschaftlichen Gesichtspunkt aus ausgeführt. Daher handelt es sich in diesen Fällen vorzugsweise um reife und nicht um unreife Samen in den verschiedensten Entwicklungsstadien, wie im vorliegenden Versuch.

Zunächst muss ich kurz auf die Blühfolge eingehen.

Wie sich aus nachstehendem Bild leicht erkennen lässt, schreitet die Blühfolge, wie bei einer Traube, regelmässig von unten nach oben fort. An einem gut entwickelten Zweig folgt von Tag zu Tag annähernd eine Blüte der anderen, bisweilen erblühen sogar zwei einander folgende an demselben Tag. Die Blühfolge kommt im folgenden Beispiel gut zum Ausdruck: Eine Pflanze, die am 1. Juni 1919 ausgesät wurde, entwickelte ihre 1. Blüte am 18. August, und dann folgten täglich viele Blüten. Jeden Morgen habe ich diese Blüten registriert und am 12. September das Gewicht jeder Frucht bestimmt (Fig. 5).

1) Vgl. z. B. die Arbeit von Y. YAMAGUCHI, Über die Beziehung der Aufblühzeit und des Sitzes der Blüte am Rispenäste zum Korngewichte des Reises. Ber. d. Ohara Inst. für landw. Fors., 1919, Bd. I, S. 451; dort die Literatur.

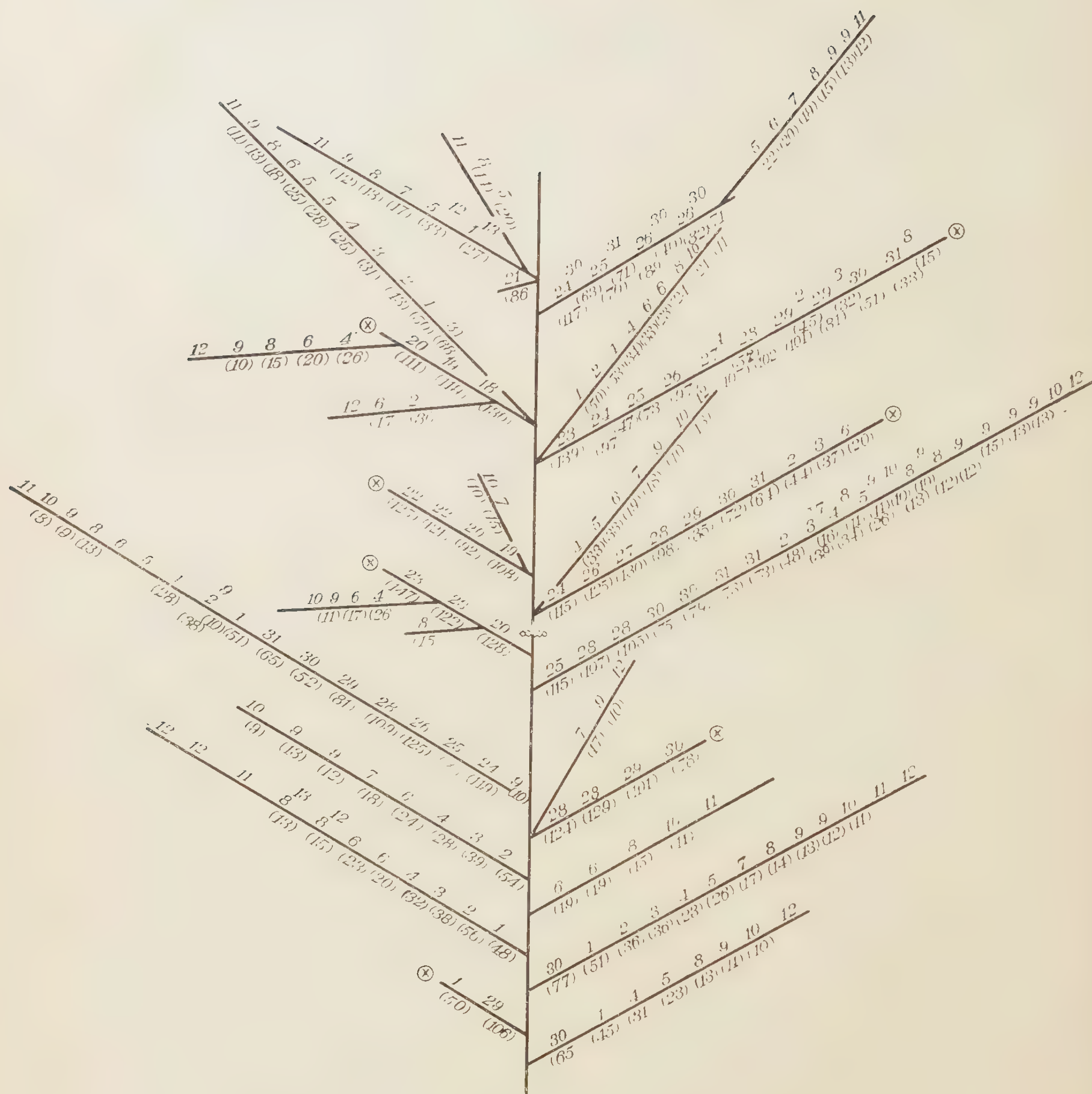


Fig. 5. Schematische Darstelluug der Verteilung der Blütezeit einer Pflanze. (Die Zahlen bedeuten Blütetage und die in Klammern das Gewicht (in cg) der Frucht, die von an diesem Tag befruchteten Blüten stammten.)
⊗) zeigt, dass der Zweig verwundet war.
∞∞) getrennt von hier in zwei Abteilungen, cf. hierzu Tab. X.

Obwohl die hier angegebenen Pflanze damals noch eine geringe Anzahl von Früchten entwickelt hatte, so zeigt sie doch zwei wichtige

Ergebnisse: Erstens geht aus dem Versuch, bei dem alle Früchte in 2 Abteilungen je nach den oberen und unteren Zweigen gebracht und ihr Gewicht je nach dem Alter miteinander verglichen wurde, hervor, dass sich kein bedeutender Entwicklungsunterschied in den Früchten nach ihrem Sitze erkennen lässt. Zweitens nimmt das Gewicht der Frucht desselben Alters mit vorrückender Zeit regelmässig, aber nicht in gleicher Weise zu. Die Gewichtszunahme einer Frucht nach der Befruchtung ist für das Reifeproblem von grosser Wichtigkeit. Um also darüber zunächst einen Überblick zu gewinnen, wurden die Früchte nach dem Aufblühtag im Folgenden (Tabelle X) zusammengefasst, und die Gewichtszunahme der Frucht wird je nach dem Alter graphisch dargestellt.

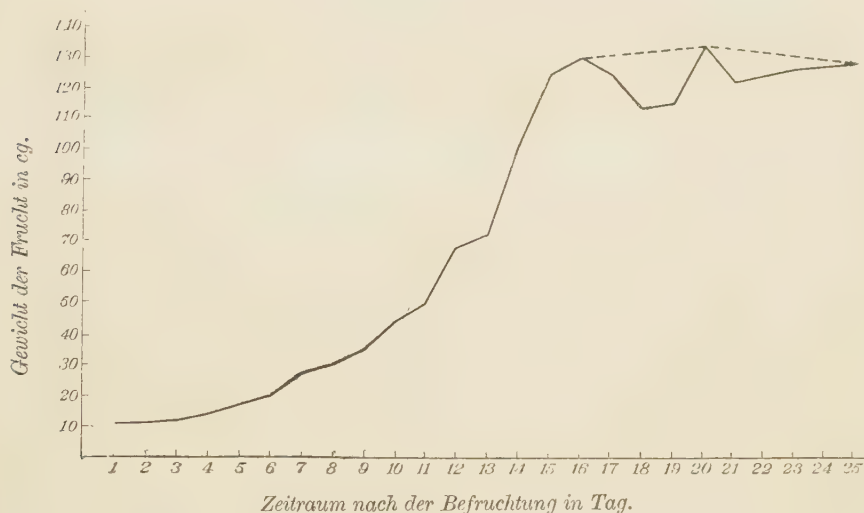


Fig. 6. Graphische Darstellung der Gewichtszunahme der Frucht nach der Befruchtung.

N. B. Wegen der geringen Anzahl der untersuchten Früchte kann man dem Verlauf der Kurve nach 16 Tage nicht trauen, höchstwahrscheinlich verläuft sie, wie die punktierte Linie. Vgl. darüber Fig. 7, S. 22.

Die Kurve steigt erst allmählich, dann steil und erreicht dann einen Punkt, von dem sie wieder schräg in die Höhe geht. Wegen der geringen Anzahl der untersuchten Früchte konnte ich den weiteren Entwicklungsvorgang nicht verfolgen. Jedoch lässt sich soviel sagen, dass das Gewicht einer Frucht 13 Tage nach der Befruchtung, wenn die Frucht 70 cg schwer ist, plötzlich zunimmt, und innerhalb der folgen-

den 2 Tage eine bestimmte Grösse erreicht.[1] Die Frucht kommt daher in der günstigsten Jahreszeit innerhalb 15 Tagen nach der Befruchtung bereits in ihr Vorreifestadium, und jetzt schreitet der wichtige Reifevorgang in den Samen weiter fort.

TABELLE X.

Das Gewicht der unreifen Samen aus einer Pflanze.

(Alle Früchte wurden in 2 Abteilungen je nach den oberen und unteren Zweigen gebracht.)

Blüte-zeit	Tage nach der Befruchtung	Gewicht (in cg) der Früchte aus den oberen Zweigen	Durch-schn. Gewicht	Gewicht (in cg) der Früchte aus den unteren Zweigen	Durch-schn. Gewicht	Durchschn. Gewicht d. gesamt. Früchte
18. Aug.	25		—	130	130,0	130,0
19. „	24		—	119, 108*	—	—
20. „	23	128	128,0	111*, 92*	—	128,0
21. „	22		—	86*	—	—
22. „	21		—	125, 121	123,0	123,0
23. „	20	147, 122	134,5	139	139,0	136,0
24. „	19	119	119,0	119, 115, 97*	117,0	117,7
25. „	18	115	115,0	73*, 70	—	115,0
26. „	17	125	125,0	127, 97*, 89*, 82*	127,0	126,0
27. „	16		—	130, 107*	130,0	130,5
28. „	15	129, 124, 109*, 107*, 105*	126,5	102*, 98*	—	126,5
29. „	14	106, 101, 81*	103,5	101, 85*, 81*	101,0	102,7
30. „	13	79, 78, 77, 75, 65, 52*	74,8	72, 71, 63, 51*, 40*	68,9	72,5
31. „	12	73, 65	69,0	71, 68, 64, 33*	67,7	68,2
1. Sept.	11	51, 51, 50, 48, 48, 45	48,8	52, 50, 50	50,7	49,5
2. „	10	56, 54, 38, 36, 36	44,0	53, 47, 45, 44, 43, 30*	46,4	45,2
3. „	9	39, 39, 38	38,7	37, 32, 31	33,3	36,0
4. „	8	34, 32, 31, 28, 28, 26, 23*	29,7	34, 33, 27, 26, 25	29,0	29,5
5. „	7	26, 26, 23*	26,0	33, 33, 28, 25, 22, 20*	28,2	27,6
6. „	6	24, 23, 20, 19, 19, 17	20,3	24, 23, 20, 20, 20, 19, 18, 17	20,1	20,1
7. „	5	18, 18, 17, 17, 16	17,2	19, 18, 17, 15	17,3	17,3
8. „	4	15, 15, 14, 13, 13, 13, 12, 11	13,3	21, 15, 15, 15, 14, 13, 13	15,1	14,1
9. „	3	15, 13, 13, 13, 13, 12, 12, 12,	/	13, 12, 12, 11, 10, 10	/	/
„ „	„	11, 11, 11, 10, 10, 10, 10	11,7		11,3	11,6
10. „	2	11, 11, 10, 10	10,5	13, 11, 10	11,9	10,9

1) Die Frucht ist etwa 125 cg schwer. Dieses Entwicklungsstadium spielt für das Reifeproblem eines Samens, dessen befreiter Embryo dabei Entwicklungsfähigkeit besitzt, eine wichtige Rolle. Deshalb nannte ich es Vorreifestadium, wovon später die Rede sein wird; s. S. 71.

* Bezeichnet die unvollkommen entwickelten Samen, die bei Berechnung des Durchschnittsgewichts ausgeschaltet waren.

Ein anderer, etwas früher angestellter Versuch lieferte ein ungefähr ähnliches Resultat, wobei aber das Vorreifestadium etwa 2 Tage früher eintrat.

Aus obigen Versuchen habe ich gefunden, dass die Jahreszeit für die Gewichtszunahme der Frucht eine grosse Rolle spielt.

Um das Verhältnis noch weiter auseinanderzusetzen, habe ich in den folgenden Jahren eingehende Versuche mit Pflanzen in den verschiedensten Jahreszeiten angestellt. Im Folgenden will ich die Resultate der 4 vergleichenden Versuche, die im Jahre 1920 mit einem Zwischenraum von 21 Tagen am 4. September, 25. September, 16. Oktober und 6. November angestellt wurden, ausführlicher mitteilen.

In jedem Versuch wurden an demselben Tag ausgepflanzte und wohlentwickelte Pflanzen gebraucht. Alle Blüten wurden täglich am Morgen registriert und alle Früchte an einem bestimmten Tag geerntet und sofort gewogen.

Das durchschnittliche Gewicht aller Früchte, die von am selben Tag befruchteten Blüten stammten, ist als ihr Mittelwert zu bezeichnen, aber die Früchte sind, wie bereits erwähnt, nicht immer vollkommen ausgebildet und daraus lässt sich der richtige Mittelwert nicht bestimmen. Im folgenden bediente ich mich daher nur der mit 6 oder 5 Samen versehenen Früchte zur Errechnung des Mittelwertes.

Die Ergebnisse der 4 von einander getrennt angestellten Versuche folgen hier. (Cf. hierzu Tab. XI und Fig. 7).

Der erste am 4. September angestellte Versuch.

Aus diesem in früherer Jahreszeit angestellten Versuch lässt sich erkennen, dass dabei beinahe der gleiche Reifungsprozess vor sich geht, wie bei dem im vorigen Jahre (S. 15) beobachteten. Dessen Beschreibung unterbleibt daher, und es sei nur darauf hingewiesen, dass das Vorreifestadium etwas später eintritt, d.h. 19 Tage nach der Befruchtung.

Der zweite am 25. September angestellte Versuch.

Bei diesem mit bei günstiger Jahreszeit wohl entwickelten Pflanzen angestellten Versuch konnte ich den Entwicklungsvorgang der Früchte bis zu 7 Wochen dauernd verfolgen(Fig. 7, S. 22).[1]

1) In der graphischen Darstellung lassen sich durch die Individualität hervorgerufene Schwankungen erkennen.

Die Entwicklung einer Frucht ist im Laufe der ersten 2 Wochen nicht merklich, aber daran schliesst sich eine schnelle Vergrösserung; nach 22 Tagen erreicht sie das Vorreifestadium, dann innerhalb einiger Tage das maximale Gewicht und nachher vermutlich mit geringer Gewichtsabnahme das Ende des Grünreifestadiums, welches beinahe 18 Tage dauert; von da ab geht die Gewichtsabnahme durch Eintrocknen deutlich vonstatten.

Der dritte am 16. Oktober angestellte Versuch.

Das Ergebnis ist dadurch ausgezeichnet, dass die Entwicklung der Frucht in den zwei ersten Wochen stark verzögert ist. Es verhält sich die Frucht danach aber fast gleich, wie die vorhergehende Frucht, also sie vergrössert sich zuerst allmählich und dann schnell, und nach 4 Wochen kommt erst das Vorreifestadium in Betracht. Daran schliesst sich der Reifevorgang, ganz ähnlich wie der obenerwähnte. 2 Wochen nach diesem Stadium fängt die Gewichtsabnahme an.

Wegen der geringen Anzahl älterer Früchte, die aus den in früherer Jahreszeit befruchteten Blüten hervorgegangen sind, kann man in den oben erwähnten Versuchen die weitere Entwicklung der Frucht nach dem Gelbreifestadium nicht verfolgen, aber nach den anderen Beobachtungen besteht kein Zweifel, dass die Frucht von diesem Reifestadium an mehr und mehr Wasser abgibt und am Schlusse, vermutlich gegen 7 Wochen nach der Befruchtung, ihr völlig ausgereiftes Stadium erreicht.

Der vierte am 6. November angestellte Versuch.

Das mit dem in später Zeit angestellten Versuch erzielte Ergebnis zeigt, dass die Entwicklung der Frucht ganz auffallend verzögert ist. Obwohl eingehende Versuche über die Entwicklung in den ersten 4 Wochen nach der Befruchtung fehlen, so steht es doch fest, dass die Entwicklungskraft einer Frucht in dieser Anfangszeit sehr gering ist, da eine 5 Wochen alte Frucht noch keine merkliche Entwicklung zeigt. Geht das Wachstum aber einmal vonstatten, so spielt sich fast ein gleicher Entwicklungsvorgang ab, wie vorher, und das Vorreifestadium tritt im Laufe von 43 Tagen ein. Es sei hervorgehoben, dass der Zeitraum im Grünreifestadium hier stark verkürzt ist.

Nun will ich mich weiter mit den Ergebnissen der oben erwähnten Versuche beschäftigen.

Tabelle XI.

Die Verschiedenheit der Gewichtszunahme der Frucht je nach der Jahreszeit (in cg).

Die untersuchten Früchte stammen von den an folgendem Tage befruchteten Blüten:

I. 15. Aug.—30. Aug. II. 8. Aug.—18. Sept.
III. 30. Aug.—10. Okt. IV. 6. Sept.—5. Nov.

Tagezahl nach d. Befruchtung	Versuchstag (Tag der Ernte)				Tagezahl nach d. Befruchtung	Versuchstag (Tag der Ernte)			
	I 4. Sept.	II 25. Sept.	III 16. Okt.	IV 6. Nov.		I 4. Sept.	II 25. Sept.	III 16. Okt.	IV 6. Nov.
5	17	—	—	—	34	—	—	132	54
6	19	—	—	—	35	—	140	145	55
7	21	20	—	—	36	—	136	134	58
8	25	21	—	—	37	—	139	137	66
9	32	23	—	—	38	—	131	144	69
10	43	25	—	—	39	—	—	148	77
11	51	29	—	—	40	—	130	142	94
12	67	32	—	—	41	—	—	145	112
13	80	35	—	—	42	—	—	—	118
14	84	43	21	—	43	—	—	150	123
15	99	47	25	—	44	—	—	153	**125**
16	107	52	26	—	45	—	—	151	127
17	115	68	31	—	46	—	—	151	145
18	121	84	34	—	47	—	—	134	149
19	**125**	89	38	—	48	—	135	—	146
20	129	104	45	—	49	—	—	—	138
21	—	118	50	20	50	—	—	—	142
22	—	123	66	—	51	—	—	—	143
23	—	**126**	73	—	52	—	—	—	145
24	—	129	90	—	53	—	—	—	154
25	—	138	101	—	54	—	—	—	142
26	—	139	105	—	55	—	—	—	130
27	—	142	123	—	56	—	—	—	141
28	—	138	124	38	57	—	—	—	137
29	—	142	**125**	—	58	—	—	—	141
30	—	140	127	—	59	—	—	—	129
31	—	139	141	—	60	—	—	—	131
32	—	132	139	50	61	—	—	—	130
33	—	136	138	52					

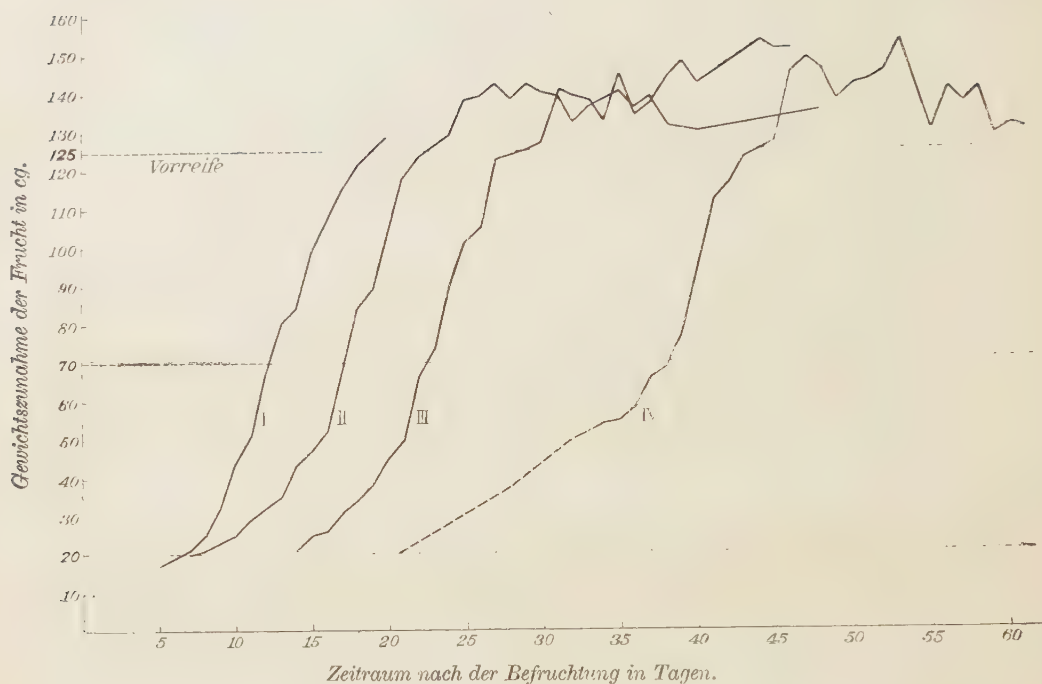


Fig. 7. Graphische Darstellung der Gewichtszunahme der Frucht.

Zunächst sei bemerkt, dass der Entwicklungsprozess von der Jahreszeit stark beeinflusst wird und ihre Wirkung hauptsächlich das Wachstum im jungen Stadium betrifft. Der Zeitraum, dessen eine Frucht bis zum Vorreifestadium bedarf, ist je nach der Jahreszeit sehr verschieden: während eine frühere Frucht schon innerhalb 2 Wochen dieses Stadium erreicht, tut es eine spätere erst nach 4 Wochen. Die in der Zwischenzeit geernteten Früchte bedürfen eines jeweils entsprechenden Zeitraums. Wenn der Verlauf der Kurve der angegebenen Reifevorgänge miteinander verglichen wird, so ist leicht zu sehen, dass der Unterschied nicht das ganze, sondern nur Anfang, d.h. das ganz junge Entwicklungsstadium betrifft, da nach einem bestimmten Punkt diese 4 Kurven in annähernd ähnlichem Verhältnis steigen (Fig. 7). Und zwar ist die Entwicklungsverschiedenheit immer in dem jüngsten Stadium vorhanden, wähernd eine Spätfrucht 3 Wochen nach der Befruchtung nur 20 cg wiegt, lässt sich dasselbe Gewicht bei einer Frühfrucht schon innerhalb einer Woche feststellen. Von einem

Stadium[1] ab tritt die Frucht aber in ganz gleicher Weise innerhalb einer Woche in ihr Vorreifestadium ein.

Obige Versuche fördern das wichtige Ergebnis zutage, dass das Wachstum der Frucht bezw. des Samens kurz nach der Befruchtung von äusseren Bedingungen, vor allem durch niedere Temperatur und geringere Lichtsumme auffallend stark beeinflusst wird. Der Reifevorgang nach dem Vorreifestadium soll später noch auseinandergesetzt werden.

Die aus obigen Versuchen erzielten Ergebnisse zeigen die wichtige Tatsache, dass das Wachstum der Frucht im Anfang der Entwicklung je nach der Jahreszeit verschieden ist. Daraus geht hervor, dass die Entwicklungsgeschwindigkeit (Entwicklungsenergie) einer Frucht je nach der Befruchtungszeit, d.h. dem Aufblütag, besonders in der Spätzeit, verschieden sein muss.

Da alle oben erwähnten Versuche mit den an einem Tag (Versuchszeit) geernteten Früchten angestellt wurden, so bezieht sich jeder oben gewonnen Reifungsverlauf auf die verschiedensten Früchte, welche aber nach dem Aufblühtag, d.h. je nach der Jahreszeit, mit verschiedener Entwicklungsenergie versehen sein können. Man kann daher daraus nicht ohne weiteres einen endgültigen Schluss über den Entwicklungsverlauf der Frucht bezw. des Samens ziehen.

Nun bedarf es noch eines Versuches, der mit den Früchten, die von am selben Tag befruchteten Blüten stammten, in den aufeinander folgenden Tagen angestellt wurde, um gewisse Ergebnisse über die Verschiedenheit der Entwicklung nach der Jahreszeit zu gewinnen und die damit erzielten Ergebnisse müssen wir mit den vorhergehenden vergleichen.

Es ist schwer, jeden Tag so viele Blüten zu haben, dass sie viele Wochen hindurch jeden Tag eine genügende Anzahl von Früchten geben, um den Mittelwert jedes Tages daraus ziehen zu können. Ich habe daher nur die Blüten am selben Tag jeder Woche registriert und nach jeder Woche das Ergebnis beobachtet.

Die dabei erzielten Ergebnisse machen keinerlei Anspruch auf Genauigkeit, da sie nur darauf ausgehen, festzustellen, ob das Wachstum einer Frucht in verschiedenen Jahreszeiten schneller oder langsamer vor sich geht. Dennoch kann man daraus auch einen Überblick über den Entwicklungsverlauf einer Frucht gewinnen, und das genügt für unser Problem hier.

1) In diesem Stadium wiegt die Frucht 70 cg und ihre Samen sind 7,5 mm lang mit 3,5 mm langen Embryo. Cf. hierzu die Angaben auf S. 14 und 17.

Diese Versuche habe ich in den Jahren 1920 und 1921 angestellt, aber mit fast gleichen Ergebnissen. Deshalb will ich hier nur über den Versuch im Jahre 1921 ausführlicher berichten. Alle Blüten wurden am Montag jeder Woche registriert, ein Teil ihrer Früchte an jedem folgenden Montag gesammelt und in der angegebenen Weise untersucht.

Die folgende Tabelle und Kurven zeigen das Verhältnis zwischen Gewichtszunahme der Frucht und Aufblühtag anschaulich.

TABELLE XII.

Gewichtszunahme der Frucht (in cg).

Aufblühtag / Versuchstag (Tag der Ernte)	27. Sept.	20. Sept.	13. Sept.	6. Sept.	30. Aug.	23. Aug.	16. Aug.
30. Aug.	—	—	—	—	—	34	—
6. Sept.	—	—	—	—	30	108	—
13. Sept.	—	—	—	23	96	135	—
20. Sept.	—	—	21	83	131	161	—
27. Sept.	—	20	50	121	160	155	142
4. Okt.	17	34	101	154	151	149	126
11. Okt.	19	59	150	147	144	132	—
18. Okt.	28	103	139	135	131	—	—
25. Okt.	69	133	123	125	—	—	—
2. Nov.	111	141	113	—	—	—	—
Nr. d. Kurve	VI	V	IV	III	II	I	

Die graphische Darstellung zeigt zunächst, wie diese Kurven denen der vorhergehenden Versuche ähnlich sind; eine frühere Frucht erreicht innerhalb 3 Wochen das Vorreifestadium, während eine spätere dazu erst nach 5 oder 6 Wochen gelangt, wobei die anfängliche Verzögerung in der Entwicklung deutlich zu beobachten ist. Jedoch bieten danach die Kurven in fast gleicher Weise einen raschen Aufstieg. Aus diesen Versuchen habe ich ersehen, dass die Gewichtszunahme der Frucht in jeder Woche, d.h. ihre Entwicklungsenergie betreffs zweier Faktoren verschieden ist; einerseits inbezug auf das Entwicklungsstadium, anderseits inbezug auf die Jahreszeit.

Wenn ich die Entwicklung der Frucht in den verschiedenen Jahreszeiten genauer ins Auge fasse, so habe ich darüber Folgendes zu bemerken.

In der ersten Woche ist bereits eine geringe Verschiedeheit im

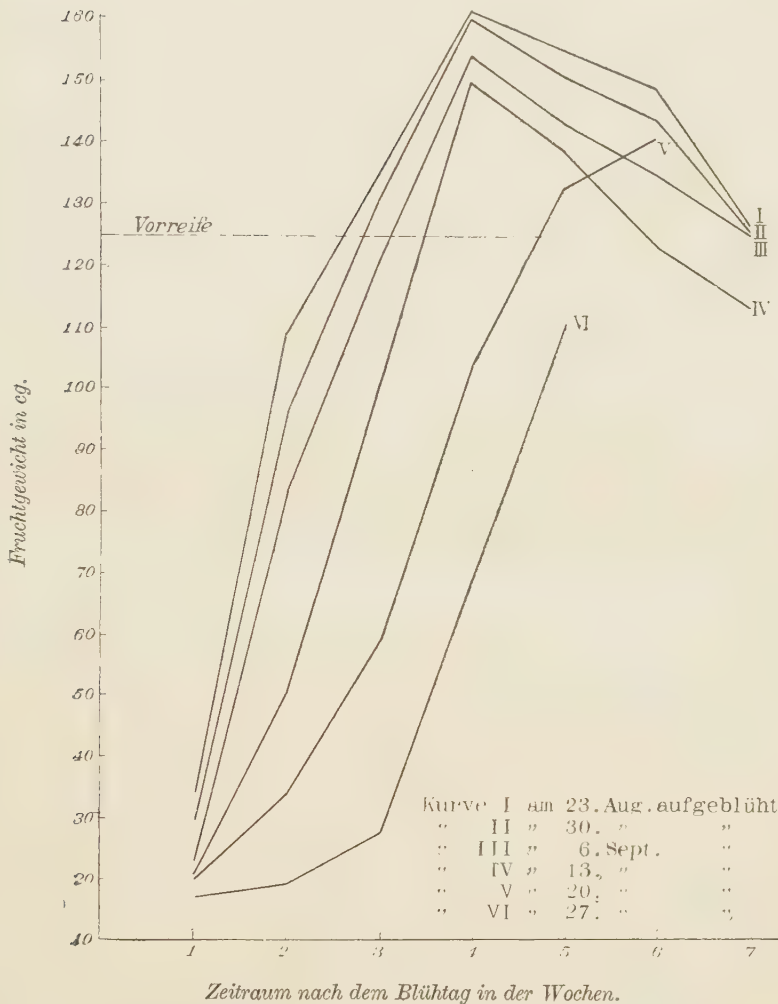


Fig. 8. Graphische Darstellung der Gewichtszunahme der Frucht.

Wachstum zu beobachten, die aber erst in der *zweiten Woche* ganz deutlich wird, wobei die 3 früheren, sich auf die Frühblüten beziehenden Kurven ihren maximalen Aufstieg zeigen, die anderen sich auf die Spätblüten beziehenden Kurven wenig aufsteigen, d.h. das Wachstum der Frucht geht fast nicht oder undeutlich vor sich. Aus der Entwicklungsenergie in der *dritten Woche* ergibt sich, dass die Früchte der Kurven I und II bereits in das Vorreifestadium eingetreten sind, die maximale Entwicklungsenergie der Früchte der vierten Kurve hier eintritt und die fünfte auch ein merkliches Aufsteigen zeigt. In

der *vierten Woche* lässt sich die maximale Entwicklungsenergie der Früchte der fünften Kurve erst erkennen. Während die Früchte der 4 früheren Kurven bereits ihr Maximalgewicht erreicht haben, zeigt die der sechsten erst jetzt einen merklichen Aufstieg, und zwar haben diese Früchte in dieser Woche rasch 70 cg erreicht. In der nächsten, d.h. der *fünften Woche* zeigt sich eine Gewichtsabnahme der Frucht, d.h. das Absteigen der 4 früheren Kurven, wobei die Früchte der fünften Kurve erst das Vorreifestadium erreichen und noch weiter zunehmen, die späteste Kurve ihren höchsten Punkt erreicht, d.h. die Spätfrüchte vergrössern sich noch in dieser späteren Jahreszeit (Anfang November). In der *sechsten Woche* sinken die 4 früheren Kurven wegen der Wasserabgabe auffallend, und die Frucht schreitet im Reifungsvorgang fort. Die Früchte der fünften Kurve haben ihr Vorreifestadium erreicht, entwickeln sich noch weiter, die spätesten Früchte jedoch, deren Geiwcht ich nicht bestimmt habe, erreichen wahrscheinlich in dieser Woche ihre endgültige Grösse.

Die oben erwähnten Ergebnisse fasst folgende Tabelle zusammen. Dabei sind die Entwicklungsstadien zu beobachten, und zwar sind sie nach meiner Ansicht genügend, um einen Überblick über den Reifevorgang einer Frucht zu geben.

Tabelle XIII.

Entwicklungsstadium in den verschiedenen Wochen.

(Die Zahl bedeutet die Wochenzahl nach der Befruchtung).

Nr. d. Kurve	Aufblühtag	Reifestadium				Maximale Entwicklungs-energie
		35 cg	70 cg	Vorreife-Stadium	Max. Grösse	
I	23. Aug.	2	2	3	4	2
II	30. Aug.	2	2	3	4	2
III	6. Sept.	2	2	3	5	2
IV	13. Sept.	2	3	4	5	3
V	20. Sept.	3	4	5	6	4
VI	27. Sept.	4	5 (?)	5 (?)	6 (?)	4 (?)

Daraus ist leicht ersichtlich, wie die Entwicklungsenergie der Frucht je nach der Jahreszeit verschieden ist. Nehmen wir z.B. das Anfangsstadium von 35 cg, so sehen wir es bei den frühen Früchten

(Kurve I-IV) in der 2ten Woche, bei denen der 5ten Kurve in der 3ten und bei denen der 6ten Kurve in der 4ten Woche erreicht.

Trotz der anfänglichen Verzögerung der Entwicklung kann auch die Frucht aus späterer Zeit schliesslich ihre endgültige Grösse erlangen, wenn auch die Gewichtszunahme durch die niedere Temperatur im allgemeinen etwas verringert ist.

Aus diesen Versuchen kommen wir zum ganz gleichen Schluss, wie bei den vorhergehenden, dass die Verschiedenheit des Wachstums je nach der Jahreszeit in der Hauptsache auf den durch äussere Bedingungen verursachten Unterschiede der Entwicklungsenergie im jüngesten Zustande, d.h. auf die Anfangsverzögerung des Wachstums zurückzuführen ist.

Als eines der wichtigsten Ergebnisse dieses Versuchs betrachte ich es, dass die früheren, die Frühblüten betreffenden Entwicklungskurven in der angegebenen graphischen Darstellung sich von den beiden anderen späteren unterscheiden, weil die letzteren im Anfang eine merkliche Verzögerung im Aufstieg zeigen.

Aus diesen Versuchen sowohl als auch den anderen, die im Jahre vorher angestellt wurden, lässt sich schliessen, dass alle Früchte, die von vor Mitte September befruchteten Blüten stammten, stets normale Entwicklung bieten und ihr Entwicklungsverlauf eine annährend gleiche Kurve darstellt.

Hiernach lässt sich sagen, dass die vorhergehenden mit an einem Tag gesammelten Früchten angestellten Versuche, soweit sie mit den Früchten, die von vor Mitte September befruchteten Blüten stammten, ausgeführt wurden, fast gleiche Ergebnisse in Bezug auf Gewichtszunahme, wie die hier angenommenen liefern.

Daher kann man die früher angenommenen Entwicklungskurven I und II (S. 22) als Darstellung des normalen Entwicklungsverlaufs einer Frucht betrachten.

Hier ist hervorzuheben, dass alle Versuche über die Eigenschaften des Samens, die je nach seinem Alter verschieden sind, nur mit normal entwickelten Samen, mit anderen Worten: mit solchen Samen, die von vor Mitte September befruchteten Blüten stammen, angestellt werden müssen. Davon ausgehend, wurden die vorliegenden Untersuchungen

über Reifevorgänge des Samens stets mit den in günstiger Jahreszeit[1] entwickelten Samen ausgeführt.

In den vorstehenden Versuchen habe ich vorzugsweise die Entwicklungsvorgänge der Frucht nach der Befruchtung studiert, mit besonderer Rücksicht auf ihre Beziehung zur Jahreszeit. Dabei wurde die Entwicklung des Samens nur beiläufig berührt, weil dessen Gewichtszunahme zur Vergrösserung der Frucht fast im geraden Verhältnis steht, wie bereits auf S. 14 bestätigt wurde.

Schreitet die Entwicklung der Frucht fort und erreicht sie ihr maximales Gewicht, so ist das Verhältnis anders, hier tritt ausser dem Gewichtsverhältnis die innere Veränderung des Samens ein, mit anderen Worten: zusammen mit der Gewichtsabnahme tritt infolge der Reifevorgänge eine chemische Änderung der Stoffe im Samen ein. Kurz der wichtige Reifeprozess äussert sich im Samen, und nicht in der Frucht im ganzen, wie das in den früheren Entwicklungsstadien der Fall war, so dass man jetzt nur durch das Gewichtsverhältnis der Frucht den Entwicklungsvorgang eines Samens nicht sehen kann.

Nun will ich mich daher im Folgenden vorzugsweise mit dem Reifevorgang im Samen beschäftigen.

Wenn man eine der oben dargestellten Entwicklungskurven von Früchten überblickt, so bemerkt man sofort, dass die Kurve nach dem Aufstieg an einem bestimmten Punkte beinahe zum Stillstand kommt, wobei das Fruchtgewicht immer zwischen 1,2–1,3 g liegt.

Es bedeutet, dass die Gewichtszunahme der Frucht bezw. des Samens von hier ab geringer geworden ist.

Untersucht man die Samen einer Frucht in diesem Entwicklungsstadium, so lässt sich erkennen, dass die mit einigen Falten versehenen Kotyledonen in der Samenhöhle ausgedehnt und an der Seite von dünnem gallertigem Endosperm dicht umschlossen sind. Der Same in diesem Entwicklungszustande ist für das Reifeproblem von grosser Bedeutung. Wie später auf S. 70 noch auseinandergesetzt werden soll, ist der Embryo in diesem Reifezustande bereits imstande, vom Samen befreit, sich zu entwickeln, und ich nannte solchen Samen *Vorreifesamen*. Von diesem Stadium an nimmt das Gewicht des Samens noch

1) In dieser Arbeit wird der Ausdruck „die günstige Jahreszeit" in diesem Sinne gebraucht.

weiter zu und erreicht im Laufe von 3 oder 4 Tagen sein Maximum. Den Samen in diesem Entwicklungszustand bezeichne ich *Grünreife.* Der Same im Grünreifestadium zeichnet sich dadurch aus, dass sich seine Kotyledonen mit den vielen Falten leicht von aussen erkennen lassen, weil diese knitterig gefalteten Kotyledonen von stark zerklüftetem Endosperm ausgefüllt sind.

Die Dauer des Grünreifestadiums ist je nach der Jahreszeit deutlich verschieden; während er bei Samen aus früherer Jahreszeit 3 Wochen beträgt, durchläuft ein Same aus späterer Zeit dieses Stadiums schon nach einer Woche. Dann tritt das *Ende des Grünreifestadiums* ein, wenn der Embryo fast völlig gereift ist. Daran schliessen sich das *Gelbreifestadium*, und gleichzeitig erfolgt die Gewichtsabnahme des Samens durch Wasserabgabe ziemlich deutlich und das Erscheinen einiger schwarzer Punkte auf der Samenschale. Wenn die Verfärbung der Samenschale einmal eintritt, so schreitet sie mit dem Reifungsprozess schnell fort, und innerhalb 3 Tage wird der grösste Teil der Schale schwarz.

Schliesslich tritt das *Vollreifestadium* ein, wobei die Oberfläche der Schale vollkommen sepiaschwarz wird und der Same noch saftig ist. Hand in Hand mit der Verfärbung der Schale verschwindet rasch das Chlorophyll der Kotyledonen, und die Keime werden gelblichweiss. In diesem Stadium hört die Wasserleitung durch den Funiculus ganz auf, die Wasserabgabe durch Eintrocknen steigt, und schliesslich folgt das *Trockenreifestadium*, wobei chemische Umsetzungen im Inneren des Samens vor sich gehen. Der eingetrocknete Embryo ist von knorpeligem häutigem Endosperm dicht umhüllt.

Die oben erwähnten Reifestadien treten in jedem Samen regelmässig nacheinander ein, jedoch ist die Dauer jedes Stadiums je nach der Jahreszeit verschieden, ähnlich wie bei der Frucht. Wegen der Wichtigkeit dieser Erscheinung für das Reifeproblem des Samens wird es im Folgenden noch weiter verfolgt werden.

Ich habe diese Verhältnisse 4 Jahre lang, von 1919 bis 1922, studiert. Die dabei erzielten Ergebnisse lassen fast dieslben Beziehungen zwischen dem Entwicklungsstadium des Samens und seinem Alter erkennen; der Reifeprozess des Samens wird durch die Jahreszeit beeinflusst und nicht so sehr durch klimatische Verschiedenheiten jedes Jahres.

In folgender Tabelle fasse ich die Ergebnisse dieser Versuche zusammen, um das Gesagte zu veranschaulichen.

TABELLE XIV.

Entwicklungsstadium des Samens in den verschiedenen Jahreszeiten.

(Die Zahl bedeutet die Tageszahl nach der Befruchtung.)

Jahre	Entwickl.-Stadium / Versuchszeit	Fruchtgewicht 35 cg	Fruchtgewicht 70 cg	Vorreife-Stadium	Grünreife-Stadium	Gelbreife-Stadium	Vollreife-Stadium
1919	2. Okt.	—	—	—	—	41	46
	11. Okt.	—	—	—	—	42	47
	20. Okt.	—	—	—	—	43	47
	24. Okt.	—	—	—	—	45	50
	29. Okt.	—	—	—	—	46	51
1920	15. Aug.	6	12	14	—	—	—
	12. Sept.	9	13	15	21	—	—
	21. Sept.	—		23	28	42	—
1921	4. Sept.	9	12	18	—	—	—
	25. Sept.	13	17	23	26	40	47
	15. Okt.	18	23	28	33	46	53
	6. Nov.	28	38	43	47	55	60
1922	17. Okt.	—	—	—	—	43	49

Aus vorstehender Tabelle ergibt sich Folgendes :

Unter den günstigsten Umständen erreicht der Same innerhalb 3 Wochen sein Vorreifestadium, aber der spätere Same erreicht es erst nach 6 Wochen. Dieser auffallende Unterschied ist, wie bereits erwähnt, durch die Jahreszeit bedingt. Die Entwicklung des Samens bezw. der Frucht wird nur im jüngeren Stadium stark verzögert. Wenn das Gewicht der Frucht etwa 70 cg erreicht, dann erfolgt die Entwicklung des Spätsamens annähernd gleich wie die des Frühsamens, ohne Rücksicht auf die äussere Witterung.

Ungeachtet der Jahreszeit durchläuft der Same das Vorreifestadium in nur 3–6 Tagen. Die Dauer des Grünreifestadiums dagegen ist je

nach der Jahreszeit verschieden ; während der Same bei günstiger Zeit etwa 2 Wochen darin verharrt, braucht es 1 Woche weniger bei dem späteren Samen. Im allgemeinen erreicht also der Same im Laufe von 6 Wochen nach der Befruchtung das Ende des Grünreifestadiums, und er ist dann leicht imstande, durch Eintrocknen zu keimen, wie später noch genauer erörtert werden wird. Dieser völlig ausgebildete Same tritt innerhalb 4–7 Tagen in sein Vollreifestadium ein, und schliesslich trocknet er ein.

In Bezug auf den Reifeprozess des Samens erhielt ich fast gleiche Ergebnisse bei den Versuchen in 4 verschiedenen Jahren (Tab. XIV).

In der Tat verhalten sich die Samen aus gleicher Jahreszeit trotz verschiedener Jahre fast gleich, wenn auch geringere Unterschiede je nach der Witterung eintreten.

Auf Grund meiner gesamten Beobachtungen möchte ich 8 Reifestadien im Entwicklungsvorgang der *Pharbitis*-Samen unterscheiden (s. Tafel, Fig. 1) :

I. Die Frucht wird bis 35 cg schwer, ihre Samen sind kleiner als 5 mm. Der Embryo ist mit blossem Auge nicht sichtbar.

II. Die Frucht wird bis 70 cg schwer. Der Same ist 7,5 mm lang, sein Embryo 3,5 mm lang. Die Kotyledonen legen sich im wässerigen Endosperm flach aneinander.

III. Das Vorreifestadium wird eben erreicht ; Embryo vergrössert sich deutlich und gallertiges Endosperm umschliesst ihn. Kotyledonen kleiner als 8 mm.

IV. Das Vorreifestadium ; Same erreicht seine endgültige Grösse, Kotyledonen ausgestattet mit einigen Falten, die sich von aussen nicht erkennen lassen.

V. Das Grünreifestadium ; Same zeigt sein maximales Gewicht, Kotyledonen mit vielen Falten und mit dünnem, gallertigem Endosperm dicht ausgefüllt. Falten von aussen sichtbar.[1]

VI. Das Gelbreifestadium ; Gewichtsabnahme durch Wasserabgabe fängt an, die Samenschale beginnt sich zu schwärzen.

VII. Das Vollreifestadium ; Samenschale vollkommen sepiaschwarz, Kotyledonen verblassen; das Gewicht nimmt in diesem Zustande etwas ab.

VIII. Das Überreifestadium (Trokenreifestadium); Same völlig ausgetrocknet, geschrumpft, Endosperm häutig und knorpelig.

1) Vgl. hierzu die Angaben auf S. 43.

Die Entwicklungsgrösse und die Dauer jedes Stadiums im Entwicklungsvorgang des Samens werden im Folgenden zusammengefasst:

TABELLE XV.

Stadium	Fruchtgewicht in cg	Samengewicht in cg	Samenlänge in mm	Embryolänge in mm	Zeitdauer des Stadiums in Tagen
I Frucht bis 35 cg schwer	35	1,9	5,0	nicht sichtbar	*5–21*
II Frucht bis 70 cg schwer	70	7,2	7,5	3,4	*5–18*
III bis Vorreife	115[1]	12,3	8,6	6,7	5– 8
IV Vorreifestadium	125	13,3	9,4	8,2	3– 6
V Grünreifestadium	143	15,0	"	Kotyledonen mit Falten	*8–14*
VI Gelbreifestadium	130	13,5	"	"	4– 7
VII Vollreifestadium	123	12,5	"	"	Verschieden nach Witterung

Dazu sei bemerkt, dass der Unterschied in der ganzen Entwicklungszeit des Samens je nach der Jahreszeit nur in einigen Stadien (I, II und V) vorhanden sind, da die übrigen fast immer annähernd gleich sind, sodass das Wachstum des späteren Samens im jüngeren unreifen Stadium I und II stark verzögert ist, während es, umgekehrt, im Grünreifestadium etwas befördert ist.

Anschliessend möchte ich noch auf eine wichtige Erscheinung hinweisen, nämlich, dass der Reifeprozess der Samen je nach ihrer Anzahl in einer Frucht sehr verschieden ist.

Gelegentlich habe ich gefunden, dass die Früchte ganz desselben Alters je nach ihrer Samenzahl verschiedene Reifungsstadien zeigen. Diese Verhältnisse werden aus nachstehender Tabelle deutlich.

TABELLE XVI.

Der Unterschied des Reifestadiums nach der Samenzahl in einer Frucht.

(7-Wochen alte Samen geerntet 17. Okt. 1922.)

Stadium \ Samenzahl in einer Frucht	6	5	4	3	2	1	Summe
Grünreifestadium	0	1	0	2	4	2	9
Am Ende des Grünreifest.	0	2	3	2	0	0	7
Gelbreifestadium	0	2	2	0	0	0	4
Vollreifestadium	6	15	8	8	1	1	39
Fruchtzahl	6	20	13	12	5	3	59

1) Mittelwert der Früchte bezw. der Samen in diesem Reifestadium.

Aus obiger Tabelle ergibt sich, dass die Samen aus den 7-Wochen alten Früchten bei günstiger Jahreszeit, wenn alle in Rechnung gezogen werden, je nach der verschiedenen Samenanzahl in der Frucht ganz verschiedene Entwicklungsstadium zeigen; während die meisten schon ihr Vollreifestadium erreicht haben, sind 26,7% der Früchte noch im Grün- oder Gelbreifestadium stehen geblieben.

Samen, die aus samenreichen Früchten stammen, treten meist schon in das Vollreifestadium ein, wenn, umgekehrt, die aus samenarmen Früchten stammenden Samen noch im Grünreifestadium sich befinden, mit anderen Worten: je weniger Samen in einer Frucht desto langsamer die Entwicklung.

Da die an der Spitze der Pflanzen sich befindenden Früchte, die aus Blüten später Zeit stammen, gewöhnlich eine geringe Anzahl von Samen haben, so entwickeln sich die Samen in solchen Früchten auch langsamer. Diese Erscheinung zeigt, dass die Samen in einer unvollkommen entwickelten Frucht, die insbesondere in später Jahreszeit eintritt (S.7), im allgemeinen ein verzögertes Wachstum haben.

Die wichtigsten Ergebnisse seien im Folgenden zusammengefasst:

1) Die Zeit, welche eine Pflanze von der Keimung bis zur ersten Blüte bedarf, ist je nach der Jahreszeit auffallend verschieden; die in früher Jahreszeit erwachsenen Pflanzen bedürfen dazu etwa 100 Tage, aber die in später Zeit entwickelten um die Hälfte weniger.

2) Die Samenzahl in einer vollkommen entwickelten Frucht beträgt 6, ist aber je nach der Jahreszeit verschieden, und zwar wird sie umso kleiner, je später die Blütezeit ist.

3) Eine beträchtliche Korrelation lässt sich erkennen zwischen der Länge und dem Gewicht des Embryos, des Samens und der Frucht, so dass man aus dem Fruchtgewicht das Entwicklungsstadium des Samens beurteilen kann.

4) Der Unterschied des Wachstums der Frucht bezw. des Samens ist durch die Jahreszeit stark bedingt, indem die Frucht bezw. der Same in später Jahreszeit ein beträchtlich verzögertes Wachstum kurz nach der Befruchtung zeigt. Abgesehen von der Anfangsverzögerung des Wachstums je nach der Jahreszeit, vergrössert sich die Frucht von einem bestimmten Gewicht ab fast gleich stark, ohne Rücksicht auf die äussere Witterung.

5) Der Same durchläuft in günstiger Vegetationszeit die aufeinander folgenden Reifestadien folgendermassen: Er erreicht innerhalb 3 Wochen sein *Vorreifestadium*, verharrt darin nur 4 bis 5 Tage.

Dem folgt das *Grünreifestadium*, dessen Dauer etwa 2 Wochen beträgt, so dass der Same innerhalb 6 Wochen nach der Befruchtung ans *Ende der Grünreife* gelangt. Dieser völlig ausgebildete Same tritt im Laufe von 4, höchstens 7 Tagen in sein *Vollreifestadium* ein, kurz der Same ist innerhalb 7 Wochen vollkommen gereift.

6) Bezüglich der Dauer des Reifestadiums verhält es sich aber beim späten Samen etwas anders; das Wachstum ist im jüngeren Stadium (das Gewicht der Frucht kleiner als 70 cg) stark verzögert, und zwar dedarf der Same etwa 5–6 Wochen bis zur Vorreife, im Grünreifestadium jedoch umgekehrt etwa 1 Woche weniger.

7) Die Früchte bezw. die Samen, die aus vor Mitte September (in Tokyo) befruchteten Blüten stammen, zeigten stets normale Entwicklung, und ihr Entwicklungsverlauf stellt eine annähernd gleiche Kurve dar, ohne dass im Anfang merkliche Verzögerung des Wachstums eintritt.

8) Der Reifevorgang des Samens ist gemäss der Samenzahl in einer Frucht verschieden; je weniger Samen in einer Frucht, desto langsamer die Entwicklung.

9) Überblickt man die Ergebnisse der Samenentwicklung vom Gesichtspunkt des Reifeproblems aus, so lässt sich erkennen, dass vor allem das Verhalten des Samens nach der Vorreife, insbesondere im Grünreifestadium in Betracht kommt, da die wichtigsten Reifevorgänge in dieser Zeit vor sich gehen.

2. Mechanismus des Nährstoffleitung im unreifen Samen.

Das Problem der Samenentwicklung ist nicht nur von rein morphologischem, sondern auch von physiologischem Gesichtspunkt aus wichtig, und darüber gibt es viele Untersuchungen. In Bezug auf *Convolvulaceen* haben wir auch einige Arbeiten,[1] unter denen vor allem die von Kayser erwähnt werden muss, welcher eingehende Untersuchungen über Samenentwicklung bei *Ipomea purpurea* (Syn. *Pharbitis purpurea*) angestellt hat. Die Gestalt und die Entwicklungsweise der

---

1) Kayser, G., Beiträge zur Kenntnis der Entwickelungsgeschichte der Samen mit besonderer Berücksichtigung des histogenetischen Aufbau der Samenschalen. Jahrb. f. w. Bot., 1893, Bd. XXV, S. 79. Macpherson, G. E., Comparison of development in dodder and morning glory. Bot. Gaz., 1921, Vol. LXXI, p. 392.

Vgl. hierzu auch Hallier, H., Versuch einer natürlichen Gliederung der *Convolvulaceen* auf morphologischer und anatomischer Grundlage. Engl. J., 1893, Bd. XVI, S. 453.

Samenanlage sowie der Bau der Samenschale von *Pharbitis Nil* haben viele Ähnlichkeit mit denen von *Pharbitis purpurea*, und daher ist es unnötig, auf eine genauere Darstellung des anatomischen Aufbaues der Samenanlage einzugehen.

Hier ist nur auf das hinzuweisen, was von diesen Forschern nicht oder nur wenig beobachtet wurde, aber vom physiologisch-anatomischen Gesichtspunkt aus wichtig ist.

Im Folgenden will ich mich mit den zwei wichtigen Aufgaben beschäftigen, die für die Entwicklung des Samens eine Rolle spielen.

A. Rolle des Obturators bei der Nährstoffleitung.

B. Physiologische Bedeutung der Nährschicht.

A. Nährstoffleitung in der Samenanlage und in dem jüngeren Samen. (Rolle des Obturators.)

Es ist im allgemeinen darauf hingewiesen, dass die Nährstoffleitung in dem jüngeren Samen durch die Leitbündel, die durch Funiculus in den Samen eintreten, besorgt wird. Bei der Untersuchung über die Entwicklung des Samens habe ich aber gefunden, dass ein spezifisches Gewebe der Ernährung des Embryos und der Entwicklung des Endosperms dient.

Die Fruchtknoten der *Pharbitis Nil* bestehen aus synkarpen Fruchtblättern ; jedes Fach enthält zwei, im unteren Innenwinkel eingefügte anatrope Samenanlagen. Untersucht man die Samenanlage in ganz jungen Blütenknospen, so sieht man einen kleinen cylindrischen Nucellus aus zarten, langgestreckten Zellen bestehend. Innerhalb des Nucellusgewebes erscheint bald der weiträumige Embryosack, wobei das Nucellusgewebe allmählich fast ganz resorbiert wird, wie es bei den verwandten Gattungen *Cuscuta* und *Convolvulus* beobachtet wurde[1]. Der Embryosack ist daher zur Zeit der fertig ausgebildeten Samenanlage nur von einfachem, dickwandigem Integument umhüllt.

Nun will ich über die Verbreitung der Stärkekörner in der Samenanlage und im allerjüngsten Samen einen Überblick geben.

Das Integument enthält bei einer fertig ausgebildeten Samenanlage in allen Zellen kleinere Stärkekörner (Durchmesser 4 μ). Die um den Embryosack und den Mikropylenkanal, der sich fast linienförmig in der Mediane der Samenanlage gegen den Obturator wendet, herumliegenden Zellen sind aber mit grösseren Stärkekörnern (Durchmesser 10–12 μ) dicht erfüllt. Nach der Befruchtung jedoch tritt eine beträchtliche Veränderung in der Samenanlage ein, indem die Stärkekörner in den

1) Macpherson, l. c. S. 393.

um den Embryosack herumliegenden Zellen zunächst verschwinden. Diese entleerten Zellagen werden allmählich von dem heranwachsenden Embryo und Endosperm verdrängt und schliesslich hier einen obliterierte Schicht gebildet, die sogar im gereiften Samen noch als Geweberest zurückbleibt.[1]. Ein solcher kollabierter Geweberest lässt sich bereits einige Tage nach der Befruchtung um die Embryonalhöhle erkennen.[2] Die um diesen Geweberest unmittelbar herumliegenden Zellen enthalten keine Stärke, während die weiter entfernt liegenden damit reichlich erfüllt sind. Um die Mikropyle findet nach der Befruchtung eine Anhäufung von Stärke, besonders gegen die Unterseite der Samenanlage statt. Die Zellen im Obturatorgewebe erscheinen bereits mit Stärkekörnern dicht erfüllt und desgleichen die äusseren Zelllagen des Integuments (Fig. 12).

Nun handelt es sich darum, festzustellen, wie die Ernährung des Embryos und Embryosacks ausgeführt wird. Zur Entscheidung der aufgeworfenen Frage muss man sich zunächst mit der Lage des Leitbündels in der Samenanlage beschäftigen (Fig. 9).

Ein einfaches, durch den Funiculus eintretendes Raphebündel, das aus verlängerten Leitungszellen besteht, lässt sich bereits bei einer fertig ausgebildeten Samenanlage erkennen. Dieses Leitbündel erreicht sofort nach der Befruchtung den oberen Scheitel (Chalazaregion) der Samenanlage und wendet sich allmählich über die Unterseite hinweg. Nebenbei bemerkt, findet sich nur wenig Stärke in der Nähe dieses Leitbündels in dem jüngeren Samen, während die Mikropyleregion sowohl als auch der Obturatorteil mit grösseren Stärkekörnern dicht erfüllt sind.

Die Eiweissreaktion zeigt sich aber im Leitbündel deutlich. Bezüglich dessen Funktion handelt es sich daher um die Leitung der N-haltigen Stoffe und nicht um die der Kohlehydrate.

Es ist aber gewöhnlich gezeigt worden, dass sofort nach der Befruchtung die zur Ernährung des Embryos dienenden Nahrungsmaterialien, besonders Stärke durch den Funiculus in den heranwachsenden Embryosack geleitet werden. Es gibt viele diesbezügliche ausführliche Untersuchungen, vor allem die Arbeit von BILLINGS.[3] Er hat beobachtet,

---

1) Wegen der Lage und des Baues ist dieser resorbierte Geweberest von einiger Forschern als Rest des Nucellus misverstanden und Perisperm genannt worden. Vgl. hierzu KAYSER, l. c. S. 99.

2) Dieser Geweberest zeichnet sich dadurch aus, dass er mit Jodtinktur oder Haematoxylin leicht gefärbt wird und sich dadurch anderen benachbarten leicht unterscheiden lässt.

3) BILLINGS F. H., Beiträge zur Kenntnis der Samenentwickelung. Flora, 1901, Bd. 88, S. 253.

dass die Chalazaregion, bis zu welcher sich das Leitbündel vom Funiculus durch die Raphe erstreckt, immer mit vielen Reservestoffen (vorzugsweise mit Stärke) erfüllt ist, er bezeichnet diese Chalazaregion als Nährgewebe.

Die Samenanlage von *Pharbitis* hat einen ganz ähnlichen anatomischen Bau wie die von BILLINGS untersuchten Samenknospen, aber ein derartiges Nährgewebe in der Chalazaregion findet sich nicht vor, hingegen ist die Mikropyleregion mit grösseren Stärkekörnern dicht erfüllt, und in diese Region erstreckt sich später das Mikropylehaustorium. Aus der Lage der Stärkekörner und des Embryos im allerjüngsten Samen darf man schliessen, dass die Mikropyleregion der *Pharbitis*-Samenanlage besonders für die Ernährung des Embryos bedeutungsvoll ist.

Durch welche Einrichtung wird nun das Ernährungsmaterial der Mikropyleregion zugeführt. Nach meinen Untersuchungen wird das Nahrungsmaterial vor und nach der Befruchtung durch eine besondere Einrichtung zugeführt, die zuerst von KAYSER als Gewebebrücke[1] bezeichnet wurde. Doch hat er ihre Funktion nicht weiter berücksichtigt.

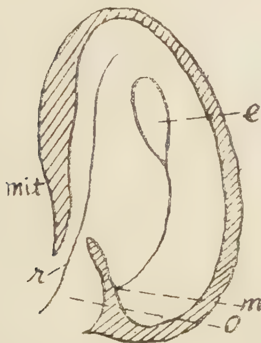


Fig. 9. Samenanlage am Blütentag. (etw. schem. Vergr. ca. 30), median halbiert.
o Obturator.
r Raphebündel.
e Embryonalhöhle.
mit Mittelsäule.
m Mikropyle.

Bevor wir uns mit der Funktion dieses Obturatorgewebes beschäftigen, wollen wir seinen anatomischen Bau und seine Einrichtung kurz beschreiben. Gegen die Mikropyle, unterhalb des Funiculus tritt eine Gewebewucherung auf, die unmittelbar die Mittelsäule des Fruchtknotens fortsetzt (Fig. 9). Die Innenfläche der Samenanlage ist mit diesem Obturator[2] durch eine pferdehufförmige Gewebebrücke verbunden und bildet einen sackförmigen, unterseits geöffneten Raum, eine Art Tasche. Die im Querschnitt lippenartig geformte Innenfläche der Samenanlage besteht aus drei stark verdickten Schichten: den Palisadenzellen, den Pigmentzellen und der Epidermis (Fig. 11).

1) KAYSER, l. c. S. 93.

2) Nach der Untersuchung von J. SCHWEGER (Beiträge zur Kenntnis der Samenentwicklung der *Euphorbiaceen*. Flora, 1905, Bd. 94, S. 339) betätigt sich der Obturator als Leitungsgewebe für die Pollenschläuche.

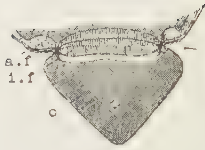


Fig. 10. Querschnitt durch Gewebebrücke und Obturator. × 9.

a. f Seitenfläche.
i. f Innenfläche.
o Obturator.

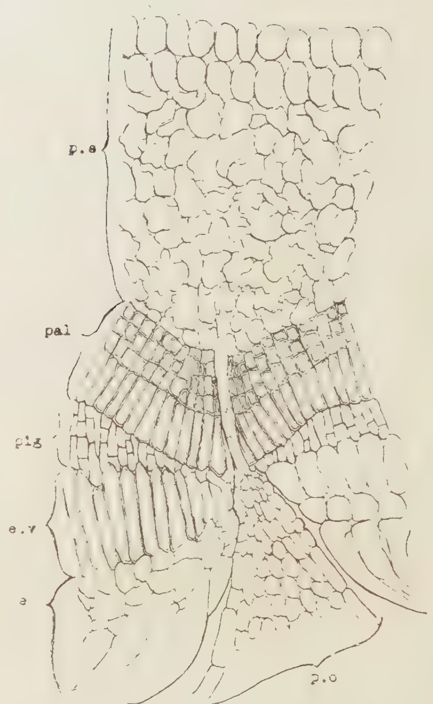


Fig. 11. Querschnitt durch einen Teil (Pfeile in Fig. 2) der Gewebebrücke. × 150.

p. s Parenchymzelle des Samens.
p. o Parenchymzelle des Obturator.
pal Palisadenzelle.
pig Pigmentzelle.
e. v Verdickte Epidermiszelle.
e Epidermiszelle mit Papillen.

Die Oberfläche der Aussenwand ist mit Papillen dicht bedeckt, die gegenüber dem Obturator in der Tasche liegen. Zwischen der verdickten Innenfläche und den Seitenflächen des Samens, ringsum die Tasche, liegt ein Schwammparenchym, das den Obturator an seiner Peripherie berührt und dieses aus Schwammparenchym bestehende Kontaktgewebe sorgt für die Zuleitung plastischer Stoffe zum Samen. Das im Querschnitt trichterförmige Parenchymgewebe des Samens und das vom Obturator bilden in dieser Weise eine schmale Gewebebrücke.

Um diese Gewebebrücke herum sind Stärkekörner reichlich abgelagert. Je weiter die Entwicklung der Samenanlage fortschreitet, desto breiter wird das Stärkefeld. Die Verbreitung der Stärke im Obturatorgewebe und in der Mikropyleregion der Samenanlage wird mit Jod

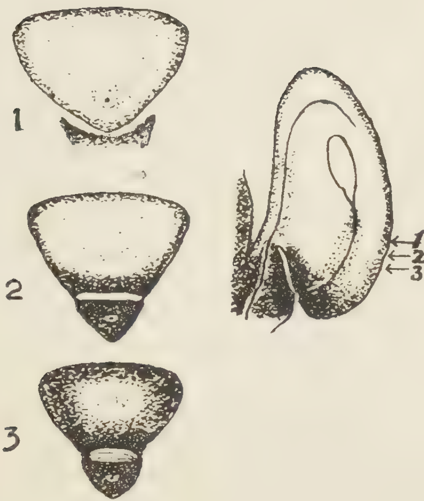


Fig. 12. Verbreitung der Stärke im jüngeren Samen. (Die Pfeile 1–3 deuten die Schnittrichtungen.)

besonders deutlich, wie aus nebenstehender Abbildung ersichtlich ist (Fig. 12). Es sei hier insbesondere hervorgehoben, dass man mit FEHLINGschem Reagens in der erwähnten Gewebebrücke und den mit Stärkekörnern erfüllten Zellen der Samenanlage und des jüngeren Samens viel Zucker nachweisen kann. Es sei auch bemerkt, dass der Obturator ziemlich lange Zeit nach der Befruchtung mit viel Stärke erfüllt ist, während er in der Mittelsäule des Fruchtknotens allmählich abnimmt.

Daher möchte ich sagen, dass die Ernährung der Samenanlage und der jungen Samen von *Pharbitis Nil* durch eine spezifische Gewebebrücke und als Leitungsgewebe ausgebildete Einrichtung besorgt wird. Wegen der Wichtigkeit dieses Ernährungsgewebes möchte ich das Leitungsgewebe und die Gewebebrücke zusammen als „Leitungsbrücke“ bezeichnen. Ich vermute, dass eine derartige Leitungsbrücke auch bei anderen Pflanzen vorkommen dürfte, besonders bei solchen die mit anatroper Samenanlage versehen sind, z. B. bei *Phlox Drummondi*, wo BILLINGS[1] ein ähnliches Gewebe als Leitungsbahn bezeichnet hat.

Hiermit wird in der Samenanlage und im jüngeren Samen die Nährstoffleitung durch zweierlei Einrichtungen besorgt,

1. durch das Raphebündel, welches nach der Befruchtung besonders in Betracht kommt, und die Nährstoffe, vorzugsweise Eiweiss, die für den heranwachsenden Embryo und das Endosperm sorgen, ableitet.

2. durch die erwähnte Leitungsbrücke, die die transitorische Stärke und andere Kohlehydrate unmittelbar in der Mikropyleregion zu dem Endosperm und der Nährschicht hinleitet.

Die zuletzt besprochene Einrichtung bleibt jedoch nicht durch alle Entwicklungsstadien des Samens erhalten. Sobald die Entwicklung des Raphebündels weiter fortschreitet und der Embryo sich weiter ent-

1) BILLINGS, l. c. S. 280.

wickelt hat, werden die Zellen der Leitungsbrücke allmählich aufgelöst[1] und die für die Reifung der Samen notwendigen Nährstoffe fortan nur durch das Raphebündel geleitet. Bei dem gereiften Samen wird der Obturator aus diesem abgetrennt, und der Rest der Leitungsbrücke bleibt als pferdehufförmige Kante nach Vernarbung am unteren Scheitel des Samens erhalten.

Ich will hier kurz auf die Verbreitung der Leitbündel im älteren Samen eingehen, da sie mit der Ernährung des Embryos in engestem Zusammenhang steht. Im Samen kann man zwei grosse Leitbündel finden : ein aus der Plazenta stammendes Aussenleitbündel durchsetzt den Funiculus, und sein Hauptstrang verläuft in der äusseren Nährschicht aufwärts längs der Raphekante dicht unter der Oberfläche des Samens, in Bogen über den Embryo hinweg, wendet sich dann abwärts steigend zur Mediane der unteren Aussenfläche bis an den unteren Scheitel des Samens.

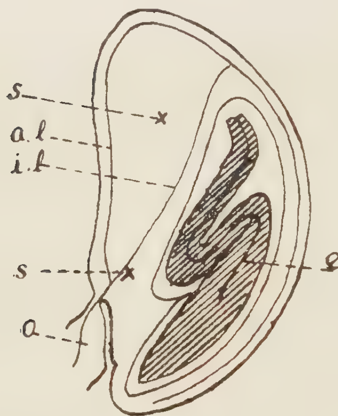


Fig. 13. Same im Vorreifestadium, median halbiert. × 6
e Embryo.
o Obturator.
a. l Aussenbündel.
i. l Innenbündel.
s Septum.

Das zweite Innenbündel, das am Funiculus vom ersten Hauptbündel (Aussenbündel) abzweigt, tritt, schief in der Scheidekante (Septumkante) aufsteigend, in das Innere des Samens ein, um am Scheitel des Samens in das erste Aussenbündel einzumünden.

Diese Leitbündel, welche sich in der Samenanlage und im allerjüngsten Samen nur gering entwickeln, spielen bei den ausgewachsenen Samen unmittelbar für die Entwicklung der Nährschicht und dadurch für den Embryo eine grosse Rolle, wovon sofort die Rede sein wird. Die in Figur 13 bezeichneten Bilder machen die Verbreitung dieser Leitbündel im Samen noch anschaulicher. Es sei bemerkt, dass die Leitbündel stets im Aussenteil der Nährschicht vorhanden sind und hier die Zellen stets dicht mit grösseren Stärkekörnern erfüllt sind. Ein Beweis, dass die plastischen Stärkekörner im älteren Samen aus der Mutterplanze

1) Es kommt nach dem Vorreifestadium vor, welches unter normalen Bedingungen innerhalb 3 Wochen nach der Befruchtung eintritt.

dadurch geleitet sind. Dass die Leitbündel im Samen in dem oberen Teil und in der Septumwand um die Samenhöhle verbreitet sind, ist besonders bemerkenswert, da sie in dieser Weise durch die Nährschicht für die Entwicklung des Embryos sorgen.

B. Die Nährschicht und ihre physiologische Bedeutung im Reifeprozess eines Samens.

Der Bau der Samenschale ist von alters her Gegenstand eingehender Untersuchung gewesen.

Für die Familie der *Convolvulaceen* liegen auch viele Arbeiten vor, u. a. sind zu nennen die von Strandmark,[1] Lohde,[2] Harz,[3] Holfert[4] und Kayser.[5] Die älteren Arbeiten über Samenschale jedoch sind im wesentlichen rein anatomisch, und nur gelegentlich wird auch die Physiologie berührt.

Die Untersuchung Kaysers ist mit grosser Sorgfalt durchgeführt und die gewonnenen Resultate haben uns eine genauere Kenntnis über den Bau und die Entwicklungsgeschichte der Samenschale verschafft, jedoch hat er nur wenig auf die Nährschicht hingewiesen, die für den Reifeprozess eine wichtige Rolle spielt.

Wegen der Undeutlichkeit der Nährschicht im gereiften Samen war diese wichtige Lamelle aber bei Versuchen mit Samen nur nebenbei berücksichtigt worden. Dank der Untersuchung Holfert wissen wir, dass die Zusammendrückung und Resorption der Nährschicht bei der Reifung des Samens in fast allen Samen stattfindet. Durch entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen wurde ihre Veränderung im Entwicklungsvorgang ziemlich klar gestellt. Ihre physiologische Bedeutung wurde aber nur gelegentlich erwähnt.

Im Folgenden will ich mich daher mit der Untersuchung über die physiologische Bedeutung der Samenschale, insbesondere der Nährschicht beschäftigen.

Ehe ich mich diesen zuwende, ist es sehr nötig, eine genaue Kenntnis über den Bau und die Entwicklung der Nährschicht zu gewinnen.

---

1) Strandmark, J. E., Bidrag till kännendomen om fröskaletis byggnard. Dissertat., Lund, 1874, zitiert nach Just Jahresb., 1874, Ab. I, S. 507.

2) Lohde, G. N., Über die Entwicklungsgeschichte und den Bau einiger Samenschalen. Dissertat., Leipzig, 1874.

3) Harz, O., Landwirtschaftliche Samenkunde. Berlin, 1885.

4) Holfert, J., Die Nährschicht der Samenschalen. Flora, 1890, Bd. 73, S. 279.

5) Kayser, l. c. S. 92.

Nach der Befruchtung besitzt die Samenanlage unmittelbar unter der Epidermis zwei Reihen von quadratischen Zellen. Daran schliessen sich viele Zelllagen von plasmareichen dünnwandigen Zellen. Vor der Befruchtung sind diese plasmareichen Zellen nur mit kleineren Stärkekörnern in geringem Grade erfüllt. Daher kann man sagen, worauf HOLFERT bei einer anderen Pflanze aufmerksam gemacht hat, dass die Nährschicht im *Pharbitis*-Samen auch sofort nach der Befruchtung entsteht.

Diese Zellen nehmen nach der Befruchtung allmählich an Zahl und Grösse zu. Die Epidermalzellen dagegen bleiben noch lange nach der Befruchtung unverändert.

Mit der weiteren Entwicklung des Samens nimmt die Anzahl der Zellreihen der Nährschicht zu, und in einem 10 Tage alten Samen besteht sie aus 8 bis 10 Zellreihen, deren aüssere 2 bis 3 Reihen mit grösseren Stärkekörnern dicht erfüllt sind, während die inneren kleinen Zellen bereits entleert sind. Gleichzeitig kann man das Aussenleitbündel des Samens schon in den aüsseren Zellen der Nährschicht erkennen.

Der 2 Wochen alte Same[1] zeigt schon eine annähernd ausgewachsene Nährschicht; unter den drei Reihen von Palisadenzellen liegen viele Reihen der Nährschicht, welche von aussen nach innen an Grösse zunehmen. Diese aüsseren, mit grösseren Stärkekörnern dicht erfüllten Nährschichtzellen von 8 bis 9 Reihen nehmen nach innen wieder an Grösse ab, und die inneren erscheinen anstatt mit Stärke mit Kalkoxalatkristallen erfüllt. Daran schliessen sich die kollabierte Schicht, wovon wir bereits gesprochen haben, und dann die aüsserste Zelllage des Endosperms, die kurz nach der Befruchtung sich entwickelt hat und durch den Gehalt von Fetttröpfchen ausgezeichnet ist.[2] Ringsum die Samenhöhle herum liegen schliesslich die grossen Zellen des stärkereichen Endosperms.

Um nicht weitläufig zu werden, seien im Folgenden durch Beispiele die Entwicklung und Veränderung des Samens, besonders mit Rücksicht auf die Nährschicht, in ihren weiteren Entwicklungsstadien[3] auseinandergesetzt.

---

1) Der Same erreicht fast sein Vorreifestadium, darüber Vgl. S. 19.

2) Im jungen Samen von etwa 5 mm Länge tritt eine grosse Menge von kleinen Fettkörperchen in plasmareichen Zellen der äussersten Zellreihe des Endosperms auf. Diese Körperchen im Emulsionszustande schliessen sich aber allmählich als eine Masse im Zentrum der Zelle zusammen. Vgl. hierzu A. MEYER, Morphol. u. physiol. Analyse der Zelle d. Pflanzen u. Tiere, Jena, 1920, Bd. I, S. 281.

3) Betreffs der Entwicklungsstadien s. S. 31.

Grünreifesamen.

1. Epidermis; dünnwandige, kubische Zellen mit schwach kuticularisierter Aussenwand, die stellenweise mit Haaren bedeckt ist.

2. Einreihige, hypoepidermale Zellschicht aus zartwandigen, im Querschnitt quadratischen Zellen mit gelbbraunem Inhalt.

3. Palisadenschicht aus drei Zelllagen von plasmareichen Zellen. Nährschicht aus 14 bis 16 Zellreihen, deren aüssere 10 bis 12 Zellreihen mit Stärkekörnern dicht erfüllt sind, deren innere 4 bis 5 Zellreihen dagegen keine haben, wohl aber Krystalle von Ca-Oxalat.

4. Kollabierte Schicht, ebenso wie die vorigen.

5. Endosperm gallertartig.

6. Embryo grün mit Chloroplasten.

Vollreifesamen. (s. Fig. 14, S. 45).

1. Epidermis, deren Wand schwarz gefärbt.

2. Hypodermalschicht (Pigmentschicht) mit verdichteter, gefärbter Wandung; Inhalt sepiabraune Farbstoffe.

3. Palisadenzellen mit zelluloseartigen Inhalt dicht erfüllt.

4. Die Zahl der Nährschichtreihen wie vorher, aber die Stärkekörner, die damals dicht gelagert waren, jetzt fast gänzlich verschwunden.

5. Kollabierte Schicht wie vorher, im Falle der Entfernung der Samenschale findet die Trennung an dieser Stelle statt.

6. Die aüsserste Zelllage des Endosperms zeichnet sich dadurch aus, dass die Zelle mit grosser Menge von Fettkörperchen dicht erfüllt ist.

7. Endosperm, membranartig, enthält noch Stärkekörner.

8. Embryo verblasst und weisslichgelb.

Trockenreifesamen.

1. Von der Epidermis bis zur Palisadenschicht lässt sich keine auffallende Veränderung erzeugen, aber durch Wasserabgabe wird ihre Dicke etwas verringert.

2. Nährschicht, mit Ausnahme der äusseren 3 bis 4 entleerten Zellreihen alle Zelle durch Eintrocknen stark zusammengedrückt und nun diese von den embryonalen, kollabierten Schichten nicht zu unterscheiden.

3. Die Zellen des Endosperms ganz zusammengepresst und von knorpeliger Konsistenz.

4. Embryo, geschrumpft und verkleinert.

Aus den Ergebnissen der vorstehenden Versuche mit der Samenschale in den verschiedenen Entwicklungsstadien kann man in den Hauptzügen erkennen, dass eine beträchtliche Veränderung der Samenschale vorwiegend in der Dicke sowie im Inhalt der Nährschicht vor sich geht. Diese Tatsache ist auch aus folgenden Zahlen ersichtlich, die die durchschnittliche Dicke der Schale in den verschiedenen Entwicklungsstadien eines Samen in μ bezeichnet.

Tabelle XVII.

Veränderung der Nährschicht in verschiedenen Entwicklungsstadien.

(Messungen geben als Durchschnittszahlen von je zehn Samen.)

Stadium / Gewebe	Vorreife-stadium	Grünreife-stadium	Gelbreife-stadium	Vollreife-stadium	Trocken-reife-stadium
Epidermis	20	20	20	20	18
Palisadenschicht	90	100	100	100	83
Nährschicht	*50*	*130*	*170*	*190*	*40*
Kollabierte Schicht	30	30	20	20	20
Summe	190	280	310	330	161

Aus obiger Tabelle ergibt sich, dass die Zunahme der Dicke der Schale vorzugsweise auf die Nährschicht zurückzuführen ist, deren Dicke beim Grünreifestadium bereits fast um die Hälfte von der ganzen und im Vollreifesamen den grössten Teil der Schale eingenommen hat. Die beträchtliche Abnahme der Dicke der Samenschale im getrockneten Zustand beruht vorzugsweise auf der Schrumpfung der Nährschicht, obwohl dabei die Palisadenschicht einen Teil einnimmt; während sich diese nur um 20 μ verringert, nimmt jene gleichzeitig um 150 μ ab. Die Samenschale nimmt bei der Reifung nicht nur in der Nährschicht an Dicke ab, sondern in ihr findet auch eine wichtige Umwandlung der Nährstoffe statt.

Kurz die Nährschicht hat die grösste Bedeutung bei der Samenentwicklung, daher muss man zunächst die physiologische Bedeutung der Nährschicht beim Reifeprozess untersuchen, um zu einem klaren Verständnis des Reifeproblems des Samens zu kommen.

Bevor ich darauf eingehe, will ich hier kurz die Farbveränderung der Samenschale berühren.

Wie bereits erwähnt, beginnt die Samenschale im Gelbreifestadium schwarz zu werden. Die sepiaschwarze Färbung der Schale wird dadurch hervorgerufen, dass der gelbbraune Inhalt der Pigmentzellen (die zweite

Schicht der Samenschale) sowohl als auch ihre Zellwandungen beim Reifungsvorgang schwarz werden. Die Farbveränderung der Schale findet immer nur innerhalb 4–5 Tage statt, wenn die Samen eintrocknen.

Um das Verhältnis klar zu machen, habe ich zunächst eine mikrochemische Untersuchung des Inhalts der betreffenden Zellen angestellt; wobei sich zeigt, dass der Zellinhalt mit Millonsreagens leicht ziegelrot gefärbt wird. Dann gelang es mir, aus der Samenschale des Grünreifesamens ein Enzym darzustellen, dass Tyrosin leicht oxydiert. Aus obiger Tatsache geht sicher hervor, dass der Inhalt der Pigmentzellen aus einer tyrosinartigen Substanz besteht und er postmortal von einem Enzym oxydiert wird.

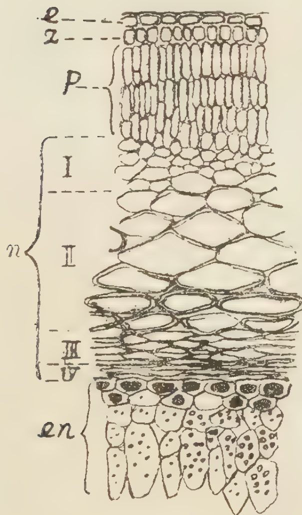


Fig. 14. Schnitt durch die Schale des Samens im Vollreifestadium. Vergr. 150-mal.
e Epidermis.
z Zweitezelle. (Pigmentzelle).
p Palisadenzelle.
n Nährschicht.
I Erste Nährschicht.
II Zweite Nährschicht.
III Dritte Nährschicht.
IV Vierte Nährschichit.
en Endosperm.

Nach ihrem Verhalten beim Entwicklungsprozess sowohl als auch nach ihrer physiologischen Funktion möchte ich die betreffende Nährschicht, die unmittelbar unter der Palisadenschicht liegt, von aussen nach innen in folgende 4 Schichten einteilen (Fig. 14):

Die erste, die im jungen Samen von der zweiten Schicht schwer zu unterscheiden ist, besteht aus 3 bis 5 Zellreihen und ist mit grösseren Stärkekörnern dicht erfüllt. Sie zeichnet sich dadurch aus, dass ihre dünnwandigen Parenchymzellen nach dem Verschwinden des Inhalts, sogar im Trockenreifezustande, nicht zusammengepresst sind und unverändert bleiben. Sie ist daher besser als Gerüstgewebe oder Parenchymgewebe zu bezeichnen.

Die zweite, die aus 5 bis 6 Zellreihen von grösseren Zellen besteht, ist auch mit Stärkekörnern dicht erfüllt. Die Dicke der Samenschale im frischen Zustande ist zum grössten Teil durch die Entwicklungsgrösse dieser Schicht bedingt. Die Stärke im Gelbreifezustande beginnt deutlich abzunehmen und dann werden die entleerten Zellen beim Trockenvorgang des Samens zusam-

mengedrückt, um mit der dritten Schicht zusammen eine kollabierte Zellschicht zu bilden.

Die dritte besteht aus 4 bis 5 Zellreihen von etwas kleinen Zellen, deren Inhalt aber bald nach der Entwicklung des Embryos verbraucht wird. Infolgedessen sind die Zellen mehr oder weniger zusammengepresst und bleiben noch in diesem entleerten Zustande bis zur Trockenreife.

Die vierte ist sofort nach der Befruchtung der Samenanlage zu einer dünnen Schicht zusammengepresst und liegt danach stets als resorbierte Lamelle ringsum das Endosperm.[1]

Hier ist nun auf die physiologische Bedeutung der obenerwähnten Zellschichten bei dem Reifungsvorgang hinzuweisen.

Die vierte, aus plasmareichen Embryonalzellen bestehende Nährschicht sorgt, wie aus ihrer Entstehung leicht zu vermuten ist, für die Ernährung des sich entwickelnden Embryos und Endosperms. Sie spielt daher nur im Anfang der Samenentwicklung als Nährschicht eine grosse Rolle. Da sie in gereiften Samen zusammen mit den zweiten und dritten Nährschichten zusammengepresst wird und von ihnen nicht getrennt ist, so bleibt die Funktion dieser Schicht gewöhnlich ausser Acht.

Nach der Definition der Nährschicht seitens Holferts[2] ist die erste Schicht, das Gerüstgewebe, nicht dazu zu rechnen, da ihre Zellen im gereiften Zustande nicht zusammengepresst sind; sie spielt jedoch eine grosse Rolle bei der Entwicklung des Embryos. Die Stärkekörner, welche in den Zellen bis zum Grünreifestadium dicht abgelagert sind, verschwinden allmählich und sind am Ende dieses Entwicklungsstadiums nur noch geringer Menge vorhanden, während Zucker noch im Vollreifestadium nachzuweisen ist.

Es sei noch bemerkt, dass die Leitbündel in dieser Schicht ganz nahe der zweiten Schicht verlaufen. Nach dem oben Gesagten besteht kein Zweifel, dass diese erste Schicht als Nährstoffspeicher für die Entwicklung des Samens eine grosse Rolle spielt. Die Nährstoffe werden umittelbar durch Leitbündel aus der Mutterpflanze in diese Schicht geleitet, und die Zellen sorgen dadurch immer für die Ernährung des Embryos.

Im Sinne der Nährschicht, wie sie gewöhnlich verstanden wird, behalten nur die zweite und die dritte Schicht ihre Geltung, weil sie sich

1) Vgl. hierzu S. 36.

2) Holfert, l. c. S. 281.

im frischen Zustand deutlich zeigen, aber im getrockneten Zustande in eine Lamelle zusammengepresst sind.

Während die innere (die dritte) Schicht schon im jüngeren Stadium ihre Stärke verloren hat, ist die äussere (die zweite) bis zum älteren Zustande dicht von ihr erfüllt. Obwohl diese beiden Schichten im Trockenreifezustand nicht voneinander unterschieden sind, so ist doch ihre Funktion verschieden, da die eine vorzugsweise für die Entwicklung des Embryos sorgt, die andere beim Reifungsvorgang durch die Umwandlung der Stärke für die Reifung des Samens eine grosse Rolle spielt, worauf wir sofort wieder zurückkommen werden.

Wenn man sich mit der Nährschicht beschäftigt, so werden dabei gewöhnlich die deutlich im Unreifezustande hervorkommenden Stärkekörner zum Gegenstand der Versuche gemacht, die anderen, gleichzeitig auftretenden Nährstoffe jedoch ganz unberücksichtigt gelassen oder nur weing beachtet.

Um eine richtige Ansicht über die physiologische Bedeutung der Nährschicht bei der Samenentwicklung zu gewinnen, muss man auch das Verhalten der anderen Nährstoffe in den verschiedenen Entwicklungsstadien verfolgen.

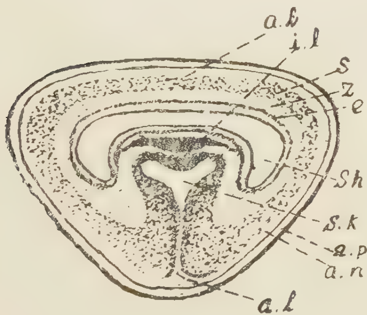


Fig. 15. Querschnittbilder aus einem jungen Samen. (Schematisch).
s Stärkeschicht.
z Zuckerschicht.
e Eiweissschicht.
s. h Samenhöle.
s. k Septumkante.
e. p Epidermis.
a. n Palisadenschicht.
a. l Aussenleitbündel.
i. l Innenleitbündel.

Um die Verbreitung der Nährstoffe in den in Rede stehenden Nährschichten genauer zu erkennen, soll ein Beispiel (Fig. 15) gegeben werden.

Das Verhältnis ist in einem jungen Samen[1] von 6 mm Länge folgendes: Unter der ersten mit Stärke dicht erfüllten Nährschicht liegt die zweite auch reichlich Stärke führende Nährschicht. Wie erwähnt, sind die Zellen der beiden Schichten in diesem Entwicklungsstadium nicht voneinander geschieden, die zweite Schicht zeichnet sich jedoch dadurch aus, dass sie eine grosse Menge Zucker enthält. Daran schliesst sich dritte entleerte Schicht, welche aber Eiweissreaktion zeigt (in der Fig. schraffiert darge-

1) Der Same von 10 Tage-Alter, dessen Embryo 1 mm Länge erreicht hat.

stellt). Betreffs der Nährstoffverbreitung lässt sich immer das gleiche Verhältnis in den jungen Samen erkennen, also kann man fast regelmässig in der Schale von aussen nach innen eine Stärke-, Zucker-, und Eiweissschicht finden.

Aus vorstehender Tatsache lässt sich schliessen, dass die Stärkeschicht zuerst unmittelbar aus der Leitungsbrücke oder den Leitbündeln die Nährstoffe aufnimmt und den Zucker für die innere Zuckerschicht liefert, welche Hand in Hand mit der inneren Eiweissschicht unmittelbar den Aufbau des in der Samenhöhle sich vergrössernden Embryos besorgt.

Das Verhältnis gilt aber für die erwachsenen Samen nicht. Wenn der Same das Vorreifestadium erreicht, tritt eine beträchtliche Veränderung ein, und zwar nimmt die Menge der Eiweissstoffe deutlich ab, die im Grünreifestadium nur noch wenig vorhanden ist, Zucker dagegen noch viel, welcher aber am Ende des Grünreifestadiums auch verschwindet. In diesem Stadium kann man weder Zucker- noch Eiweissreaktion in der Nährschicht finden.

Dabei sei besonders bemerkt, dass der für das Wachstum des Embryos notwendige Eiweissstoff im Grünreifestadium, wenn der Embryo seine endgültige Grösse erreicht hat nicht mehr vorhanden ist und der Zucker auch bald verschwindet. Daraus ist zu vermuten, dass Eiweiss und Zucker in der Nährschicht vorzugsweise für das Wachstum des Embryos verbraucht werden.

Das Verhalten der Stärke muss aber anders sein, da sie in Grünreifestadium noch in den aüsseren Schichten (der ersten und zweiten Nährschicht) dicht abgelagert ist. Sie verschwindet gänzlich erst im Vollreifestadium. Bezüglich der physiologischen Bedeutung der Nährschicht dreht es sich daher von alters her nur um die Frage, wie sich die Stärke in der Nährschicht beim Reifungsprozess verhält.

Darauf will ich im Folgenden näher eingehen.

Haberlandt[1] berührt zuerst die physiologische Bedeutung der Samenschale, beschränkt sich aber auf die Funktion der Hartschicht. Tschirch[2] hat das anatomische Verhältnis und die physiologische Bedeutung des kollabierten, zartwandigen Gewebes zuerst erwähnt und diesem den Namen Nährschicht der Samenschale gegeben und darauf hingewiesen, dass die Nährschicht als Speichergewebe dazu dient, den reifenden Samen mit Wasser und Nährstoffen zu versorgen und seine völlige Entwicklung zu sichern. Eine eingehende Untersuchung wurde

1) Haberlandt, G., Physiologische Pflanzenanatomie. Leipzig, 1884, S. 275.

2) Tschirch, A., Angewandte Pflanzenanatomie. Wien, 1889, S. 459

aber später von HOLFERT[1] angestellt, und nach seiner Meinung werden die Inhaltstoffe in der Nährschicht, vorwiegend die transitorischen Stärkekörner, zur sekundären Membranverdickung anderer Gewebepartien der Samenschale verbraucht. Und diese Ansicht über die physiologische Bedeutung der Nährschicht ist im allgemeinen angenommen.[2]

Es besteht kein Zweifel, dass die Nährschicht der Samenschale ein Speichergewebe ist, aber es ist eine andere Frage, ob diese Reserverstoffe in der Tat vorwiegend zur sekundären Membranverdickung verbraucht werden und nur darin ihre Rolle besteht.

Die Ansicht von HOLFERT könnte nur unter der Voraussetzung richtig sein, dass die Membranverdickung der Schalenzellen mit dem Verschwinden der Reservestoffe in der Nährschicht gleichzeitig stattfindet. Das ist aber nach meinen Untersuchungen nicht der Fall, indem die Verdickung der Palisadenzellen vor dem Vollreifestadium fertig ausgebildet ist und das Verschwinden der Reservestoffe später erfolgt.

Die Entscheidung dieser aufgeworfenen Frage ist nicht nur durch mikroskopische Beobachtung sicher zu stellen, sondern wir müssen durch quantitative Analyse des Samens die Umwandlung der Stärke und der anderen Stoffe verfolgen, weil die im Samen beim Reifen vor sich gehenden chemischen Umsetzung nicht einfach ist. Auf Grund dieses Versuches (S. 50–61) kam ich zu dem Schluss, dass die Stärke in der Nährschicht teils für die Verdickung der Endospermzellen verbraucht, teils Reservefett der Kotyledonen des Embryos umgewandelt wird.

Aus den Ergebnissen der obigen Versuche kann man die physiologische Bedeutung der Nährschicht erkennen.

Nach meiner Meinung spielt die Nährschicht hauptsächlich zwei wichtige Rollen.

Wenn die Samen noch klein und ihre Embryonen noch in Entwicklung begriffen sind, werden die Baustoffe in der Nährschicht vorzugsweise für die Entwicklung des Embryos und des Endosperms verwendet, aber knapp vor der Reifung des Samens wird die transitorische Stärke plötzlich in andere Reservestoffe umgewandelt und teils zur Verdickung des Endosperms, teils zur Fettspeicherung im Embryo verwendet.

Daher kann ich der Definition der Nährschicht, die allgemein angenommen ist, nicht zustimmen. Bisher haben die meisten Forscher die wichtige Rolle der Nährschicht für die Ernährung des jungen

1) HORFERT, l. c. S. 281.
2) HABERLANDET, G., Physiologische Pflanzenanatomie. Leipzig, 1918, 5 Aufl., S. 392.

Embryos nicht richtig erkannt, obwohl TSCHIRCH bereits die richtige Funktion der Nährschicht durch die Definition der Nährschicht beleuchtet hat.

Einige wichtige Ergebnisse der Versuche seien im Folgenden zusammengefasst :

1) Der Nährstoff wird in die Samenanlage und in den jungen Samen ausser durch das Leitbündel durch eine spezifische Einrichtung (Leitungsbrücke) geleitet, wodurch die Ernährung des Embryos und die Entwicklung des Endosperms besorgt wird.

2) Die Kohlehydrate werden im jüngsten Zustand des Samens durch die Leitungsbrücke unmittelbar vom Obturator in die Mikropyleregion geleitet. Die Funktion des Gewebes wird nach der Entwicklung des Leitbündels allmählich verringert und schliesslich das Gewebe im Vorreifestadium aufgelöst.

3) Nach ihrem Bau und ihrer physiologischen Funktion können wir die Nährschicht der Samenschale im jungen Samen in 4 verschiedene Schichten unterscheiden ; während die innerste (die 4te) nach der Befruchtung sofort zusammengepresst ist, bleibt die äusserste (die erste) nach dem gereiften Zustand als Gerüstgewebe. Die Zwischenschichten, d.h. die zweite und die dritte, werden bei der Reifung erst nach den Verschwinden der Reservestärke zusammengepresst und bilden zusammen mit der innersten eine Lamelle im getrockneten Samen.

4) Die physiologische Bedeutung der Nährschicht liegt nicht immer in der sekundären Membranverdickung der anderen Gewebepartien, wie man gewöhnlich vermutet. Die Baustoffe in der Nährschicht werden beim jüngeren Samen vorzugsweise für die Entwicklung des Embryos und des Endosperms verwendet, die Stärke in der Nährschicht wird jedoch beim älteren Samen teils zur Verdickung des Endosperms verwendet, teils in Reservefette umgewandelt.

3. DIE IM SAMEN VOR SICH GEHENDEN VERÄNDERUNG BEI DER SAMENENTWICKLUNG.

A. CHEMISCHE VORGÄNGE IM REIFENDEN SAMEN.

Der Same von *Pharbitis Nil* ist in Japan von alters her als ein purgierendes Mittel angewendet worden, und seine chemischen Bestandteile sind von einigen Chemikern untersucht worden. Neuerdings

hat ASAHINA[1] unter anderem ein daraus isolierte Harzglucosid näher untersucht und mehrere wichtige Eigenschaften dieses Körpers aufgefunden. Alle diese Arbeiten sind aber von einem anderen Gesichtspunkte aus ausgeführt worden, als der ist, von dem ich im Folgenden ausgehe.

Die bei der Reifung eines Samens, im Innern vor sich gehenden chemischen Vorgänge sind Gegenstand sowohl physiologischer als auch landwirtschaftlicher Untersuchungen gewesen, und insbesondere sind viele Arbeiten über den Vorgang der Reifung und die damit verbundene Änderung der Kohlehydrate[2] und der N-haltigen Stoffe[3] veröffentlicht worden.

Bei der Untersuchung des Reifeprozesses der *Pharbitis*-Samen bin ich auch auf diese Aufgabe gestossen. Im Folgenden aber beschäftige ich mich nur damit, wie die äussere Änderung der Samen während des Reifungsprozesses mit den chemischen Vorgängen im Innern zusammenhängt und ob man aus der Stoffumwandlung im Samen bei gewissen Entwicklungsstadien in das Reifeproblem einen besseren Einblick gewinnen kann. Zur Entscheidung der aufgeworfenen Frage will ich insbesondere auf die folgenden Punkte eingehen.

1) Chemische Änderung im Samen nach dem Vorreifestadium.
2) Unterschied zwischen Grün- und Vollreifestadium.
3) Stoffumwandlung im Samen beim Eintrocknen.

Wegen des spärlichen Materials und eines Unglücks, das einige Daten und das den Versuchen unterworfene Material zerstört hat, habe ich hier zwar nur ein unvollkommenes Ergebnis, doch kann man auch damit der Hauptsache nach das vorliegende Problem erörtern.

Methode.

Die quantitativen analytischen Versuche mit den Samen wurden zunächst nach der Methode von KOCH[4] durchgeführt:

Die frisch geernteten Samen (manchmal 200, aber bei jüngeren Samen 500–1000) wurden sofort in kochendem 85 %-igen Alkohol im

1) ASAHINA, Y. und TERADA, S., Chemische Untersuchung des Samens von *Pharbitis Nil*. Yakugakuzasshi (Jour. Pharm. Soc. Japan), 1919, Bd. 452, S. 1. Vgl. hierzu CZAPEK, F., Biochemie der Pflanzen. Jena, 1920, 2 Aufl. Bd. III, S. 558, dort weitere Literatur.

2) CZAPEK, 1920, l. c. Bd. I, S. 449, 493; III, S. 777.

3) Ibid. Bd. II, S. 274, und dort zusammengestellte Literatur. Vgl. hierzu W. JOHANNSEN, zitiert in JUST Jahresber., 1897, Ab. I, S. 143.

4) KOCH, W., Methods for the quantitative chemical analysis of animal tissues. Jour. Amer. Chem. Soc. 1909, Vol. XXI, p. 1329. Vgl. auch F. M. SCHERTZ, Bot. Gaz., 1920, Vol. LXIX, p. 72.

Wasserbade eine halbe Stunde gekocht, um weitere Änderungen im Samen zu vermeiden. Nach dem Filtrieren wurde das Material getrocknet und fein zerkleinert. Dieses wurde mit Äther viele Stunden lang völlig ausgezogen, dann mit siedendem 95%igen Alkohol im Wasserbade wiederholt und schliesslich mit 55%igem Alkohol einige Stunden bei 50°C. abermals extrahiert.[2] Diese beiden alkoholischen und ätherischen Auszüge wurden zusammen mit dem ersten alkoholischen Extrakt gemengt und zunächst auf dem Wasserbade, dann im Exsikkator eingedampt. Der Rückstand wurde nun mit reinem Äther extrahiert. Den ätherischen Auszug bezeichnet man mit F_1, den Rückstand, d.h. die in Alkohol und Wasser lösliche Substanz mit F_2 und den darin unlöslichen Teil mit F_3.

In vorliegendem Versuche wurden in F_2 nur die Zuckerarten und mit F_3 vorzugsweise die anderen Kohlehydrate; Stärke, Hemizellulose, gelegentlich Pentosanen und die Rohfaser bestimmt. Die N-haltigen Substanzen konnten aus äusseren Gründen noch nicht bestimmt werden.

Bei der Bestimmung von Zucker habe ich folgendes Verfahren durchgeführt: Der Rückstand F_2 wurde zunächst in 65%igem Alkohol gelöst und nach der Methode von Bertrand sowohl der reduzierende Zucker als auch der nach Inversion gewonnen Zucker bestimmt. Zur Inversion wurde eine verdünnte (10%ige) Salzsäure verwendet und 15 Minuten bei 70°C. gekocht. Um aber die zusammengesetzten Zuckerarten zu hydrolysieren, wurde eine 25%ige Salzsäure benutzt und 2½ Stunden lang gekocht. Zur Bestimmung von Stärke, Hemizellulose und Pentosanen wurde der Rückstand F_3 in folgender Weise behandelt. 2 g der lufttrockenen Substanz F_3 wurden mit Wasser eine halbe Stunde im Wasserbade gekocht, auf 65°C. abgekühlt, mit 0,1 g Takadiastase und einigen Tropfen von Toluol versetzt und im Thermostat bei 38°C. 24 Std. lang hydrolysiert. Nach der Hydrolysierung wurde soviel 95%iger Alkohol dazu gegeben, dass man ein 65%iges alkoholisches Gemisch erhielt. Dann lässt man es sich absetzen und filtriert es. Der nun resultierende Rückstand wurde durch Kochen mit 2,8%iger Schwefelsäure 4 Stunden lang hydrolysiert. Ist die Dextrose-Menge bestimmt, so kann man aus dem Filtrat und dem Rückstand die Menge der Stärke und Hemizellulose[2] berechnen.

---

1) Koch extrahiert mit Wasser, aber wegen der Verschleimung des Materials konnten wir hier kein Wasser verwenden.

2) Darüber vgl. Grafe, V., Ernährungsphysiologisches Praktikum höherer Pflanze. Berlin, 1914, S. 167.

Bevor ich auf die Ergebnisse der chemischen Analyse eingehe, will ich hier kurz die Gewichtszunahme des Samens bei der Entwicklung berühren. Die Ergebnisse seien in folgender Tabelle zusammengefasst:

Tabelle XVIII.

Die Samen wurden im Herbst 1921 aus den nebeneinander gepflanzten 3 Pflanzen gesammelt.

Stadium / Gew. in g (100 S.)	4 mm	5 mm	6 mm	7 mm	8 mm	Vorreife	Grünreife	Ende d. Grünr.	Vollreife
Frischgew.	8,10	10,26	11,16	11,49	12,79	13.34	15,02	14,28	12,53
Trockengew.	0,57	0,74	1,01	1,33	1,67	1,91	2,62	3,59	4,96
% des Frischgew.	*92,9*	*92,8*	*91,0*	*88,5*	*87,0*	*85,7*	*82,6*	*74,9*	*60,4*

Das Frischgewicht des Samens erreicht, wie bereits erwähnt, seine Maximalziffer am Anfang der Grünreife und nimmt dann allmählich mit der Reifung ab. Das Verhältnis ist aber beim Trockengewicht etwas anders, da das Gewicht mit der Reifung noch weiter und weiter steigt. Daraus lässt sich die Stoffaufspeicherung beim Entwicklungsvorgang und damit der Reifegrad des Samens in den Hauptzügen erkennen.

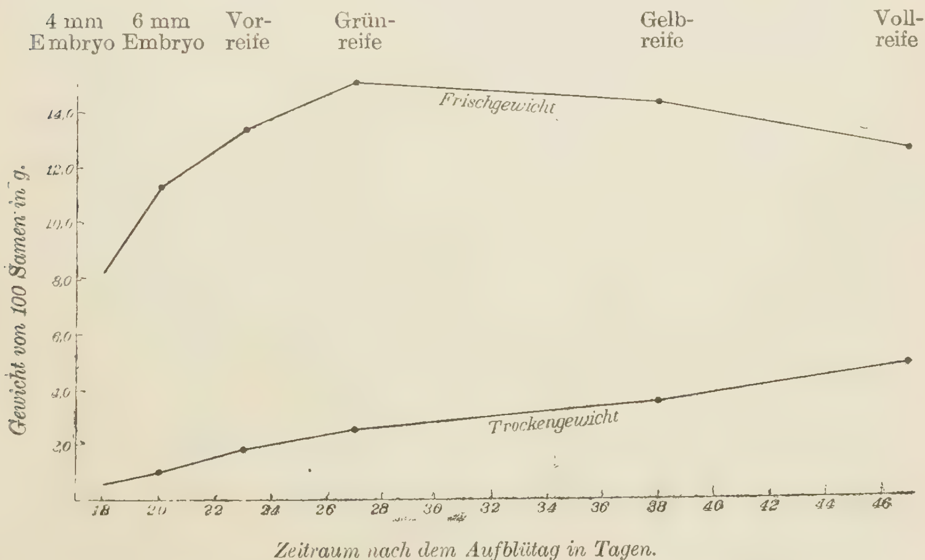


Fig. 16. Graphische Darstellung der Gewichtszunahme des Samens.

Dieses Verhältnis zeigt obenstehende graphische Darstellung anschaulich, auf der die Gewichtszunahme des Samens je nach dem Zeitraum nach der Befruchtung klar zu sehen ist.

Im Jahre 1921 habe ich zunächst die des chemischen Vorgangs bezüglichen Versuche mit den reifen und unreifen Samen angestellt und im nächsten Jahre die Versuche mit Samen verschiedener Entwicklungsstadien weiter verfolgt.

Obwohl das Verhältnis der Stoffmengen im Samen aus den prozentualen Zahlen ersichtlich ist, muss doch die absoluten Zahlen für den Stoffgehalt während des einzelnen Stadiums der Samenreife geben, um einen klaren Begriff über die Umwandlung der Stoffe im reifenden Samen zu erhalten. Die damit erzielten Ergebnisse werden in folgender Tabelle zusammengefasst. 100 Stück Samen enthielten (in mg):

TABELLE XIX.

Stadium	Frischgewicht in g	Stärke	Hemizellulose	F_2	Reduzierender Zucker	Zucker nach Inversion	F_1
1,5 mm	2,34	125,3	4,1	20,5	16,8	3,0	4,7
2–5 mm	7,73	442,1	36,7	80,9	59,8	19,7	27,8
5–8 mm	11,25	777,5	100,7	97,2	60,1	80,2	76,0
Vorreife	12,87	734,3	177,6	114,1	30,7	32,9	195,1
Grünreife	13,94	721,9	351,9	177,8	28,4	35,6	465,8
Vollreife	12,90	597,5	495,1	211,5	22,5	40,5	769,5

Das diesbezügliche Verhältnis lässt sich in nachstehender Kurve noch anschaulicher darstellen.

Zunächst sei hier bemerkt, dass die Änderung der Stoffmengen in einem Samen nach dem Vorreifestadium besonders auffallend ist und die Umwandlung der Stoffe vorzugsweise in dem sich daranschliessenden Grünreifestadium vor sich geht, worauf ich bald zurückkommen werde.

Die Menge der Stärke im jungen Samen (im 1,5 mm Stadium)[1] ist so reichlich, dass sie mehr als die Hälfte (53.3 %) der Trockensubstanz einnimmt, im Verlauf des Wachstums aber nimmt das relative

1) Das Entwicklungsstadium ist durch die Embryolänge bezeichnet.

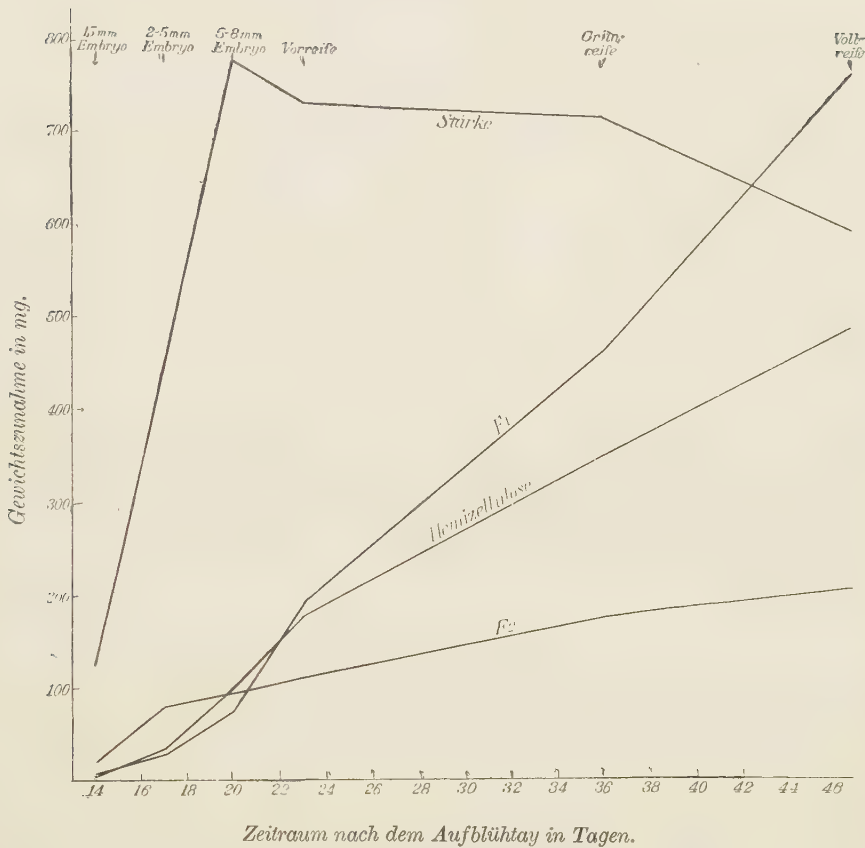


Fig. 17. Graphische Darstellung der Veränderung der Stoffmenge in reifenden Samen.

Gewicht der Stärke allmählich ab, während das absolute in dem älteren Stadium (5–8 mm Stadium) schnell zunimmt und das Maximum des Stärkegehaltes darin liegt. Dieses bleibt ohne auffallende Änderung bis zum Grünreifestadium erhalten, aber vor der Vollreife tritt eine rasche Gewichtsabnahme der Stärke ein. Die Ergebnisse, insbesondere das letzte, stimmen mit den mikrochemischen Beobachtungen ganz überein und zeigen, dass die Reservestärke im Samen beim Reifevorgang in andere Stoffe umgewandelt werden muss.

Die Hemizellulose, welche im jüngsten Stadium nur in geringer Menge vorhanden ist, nimmt nach der Vorreife deutlich zu. Wie ihre Zunahme mit dem Verschwinden der Stärke in enger Beziehung steht, lässt sich anschaulich aus der oben angegebenen Kurve erkennen. Es

ist wohl kaum zu bezweifeln, dass die Stärke bei der Reifung für die Verdickung der Endospermzellwände verbraucht wird.

Bei F_2 kann man auch die Zunahme des absoluten Gewichtes mit der Reifung erkennen, aber nicht so deutlich wie bei der Hemizellulose. Wie bereits erwähnt, enthält F_2 verschiedene Stoffe, wie Zuckerarten, Harzglukoside, Gerbstoffe, etc. Da die Zuckermenge, abgesehen von geringen Schwankungen, fast stets gleich bleibt, so kann man deutliche Zunahme des gesamten F_2 nach der Vorreife vorzugsweise auf andere Stoffe zurückführen.[1] Der merkliche Unterschied zwischen dem reduzierenden Zucker und dem Zucker nach Inversion liegt darin, dass der erstere bei der Reifung deutlich abnimmt, während der letztere eine geringere Vermehrung zeigt.

Bezüglich F_1 lässt sich eine beträchtliche Zunahme im Laufe des Wachstums feststellen. Die rasche Zunahme der Menge tritt bereits im Vorreifestadium ein, und dasselbe lässt sich auch während des Grünreifestadiums deutlich erkennen. Wenn man die Ergebnisse überblickt, so zeigt sich, dass der Stärkegehalt im Laufe der Entwicklung des Samens abnimmt, während die anderen Stoffe im ganzen zunehmen. Beim Fortschreiten des Reifungsprozesses zeigt sich dies noch deutlicher, ein Beweis, dass das wechselseitige Verhältnis zwischen Stärkegehalt und andere Stoffen, insbesondere Fett, beim Reifen des Samens hervortritt.

Aus vorstehenden Ergebnissen kann man zwar einen Überblick über die Stoffumwandlung im Reifungsprozess, aber nicht einen vollen Einblick in die Stoffumwandlung im Samen gewinnen, weil diese Stoffe in der Samenschale und im Embryo nicht in gleicher Menge vorhanden sind, und die Umwandlungsvorgänge in beiden verschieden sein können. Während der eine Stoff in der Samenschale oder im Endosperm zunimmt, kann derselbe im Embryo abnehmen, und dieser entgegengesetzte Vorgang in beiden Teilen ist eine gewöhnliche Erscheinung. Um daher den Reifungsprozess eines Samens näher zu untersuchen, muss man nicht nur den Samen im ganzen, sondern auch seine Bestandteile für sich untersuchen. Es scheint mir, dass man bisher

---

1) ASAHINA (l. c. S. 4) bestätigt, dass die Menge von Harzglukosid in *Pharbitis*-Samen 10 mal so gross ist als die Gerbstoffemenge. Man darf deshalb annehmen, dass der Hauptbestandteil des vermehrten Stoffe von F_2 Harzglukosid ist.

darauf zu wenig Gewicht gelegt hat.[1] Im Folgenden will ich die diesbezüglichen Verhältnisse beim *Pharbitis*-Samen erörtern.

Zur Durchführung des Versuches wurden Samen in den verschiedenen Entwicklungsstadien sofort nach der Ernte in die einzelnen Teile, d.h. in Samenschale einschliesslich des Endosperms und den Embryo, gesondert und in der gleichen Weise, wie bereits früher angegeben, untersucht.

Die chemische Beziehung zwischen Samenschale mit Endosperm und Embryo in den verschiedenen Entwicklungsstadien wird in nachstehender Tabelle veranschaulicht. 100 Stücke Samen enthielten:

Tabelle XX.

(Die erste Reihe gibt den Stoffgehalt (in mg) der Samenschale mit Endosperm, die folgenden Reihe den des Embryos an.)

Stadium	Stärke	Hemizellulose	F_2	Reduzierender Zucker	Zucker nach Inversion	F_1
5–8 mm	756	80	82	52	29	54
	21	21	15	8	Spur	22
Vorreife	684	148	70	—	—	67
	50	30	24			128
Grünreife	601	291	49	21	11	74
	121	61	129	7	17	392
Vollreife	419	432	51	5	Spur	86
	179	63	162	18	41	683

Aus dieser Tabelle ergibt sich, dass die Änderung der Menge von Stärke und Hemizellulose vorzugsweise in der Samenschale und im Endosperm, die von F_2 und F_1, d.h. von Zucker und Fett hauptsächlich im Embryo vor sich geht.

Mit der Entwicklung lässt sich eine deutliche Zunahme der absoluten Menge der Stärke im Embryo erkennen.

Sie ist aber auf dessen Wachstum zurückzuführen, weil die relative Menge (das prozentuale Gewicht) der Stärke fast immer konstant ist. In der Samenschale und dem Endosperm verhält es sich jedoch ganz anders, da die Stärke während der Reifung abnimmt. Es unterliegt

1) Bei der Untersuchung über die Stoffwanderung in der Entwicklung der *Phaseolus*-Frucht hat Pfenniger (Untersuchung der Früchte von *Phaseolus vurgaris* L. in verschiedenen Entwicklungsstadien. Ber. d. d. bot. Ges., 1909, Bd. XXVII, S. 227.) erwähnt, dass N-freie Stoffe aus den Hülsen in die reifenden Samen übergingen.

wohl kaum einem Zweifel, dass die Stärke, die vorzugsweise in der Nährschicht der Samenschale abgelagert ist, für die Reifung der Samen als plastischer Stoff eine grosse Rolle spielt, wie bereits erwähnt (S. 49).

Die Hemizellulose im Embryo verhält sich ganz ähnlich wie die Stärke, und die Gewichtszunahme ist zum grössten Teil auf dessen Wachstum zurückzuführen, dagegen wird sie in den der Samenschale anhängenden Endospermzellen zur Verdickung der Wände aufgebraucht. Dies steht auch mit der raschen Zunahme der Hemizellulose im Reifestadium in Zusammenhang.

Die Änderung des F_2 im Samen muss sehr kompliziert sein, da es verschiedene Stoffe enthält. Obwohl in der Samenschale eine geringe Abnahme des F_2 nach dem Vorreifestadium rasch auftritt, findet eine beträchtliche Vermehrung seiner Menge im Grün- und Vollreifestadium im Embryo statt, während das relative Verhältnis[1] immer annähernd gleich ist. Aus dieser Tatsache kann man leicht ersehen, dass F_2 im Samen vorzugsweise mit dem Wachstum des Embryos in enger Beziehung steht. Daher kann das mit F_2 erzielte Ergebnis für die Beurteilung der Entwicklung des Samens einen wichtigen Fingerzeig abgeben. Leider habe ich eine genauere Untersuchung darüber nicht angestellt und gebe daher hier nur approximative Zahlen über die Zuckerarten.

Es ist besonders hervorzuheben, dass der Zucker im jüngsten Samenstadium fast dem ganzen Teil des F_2 einnimmt: der grösste Teil besteht aus reduzierendem Zucker, aber wenn der Same sich dem Reifestadium nähert, so nimmt er nur einen Teil des F_2 ein. Die Menge des reduzierenden Zuckers ist geringer als die des Zuckers nach der Inversion. Der Gehalt an reduzierendem Zucker sinkt deutlich in der Samenschale und im Endosperm nach der Reifung, während er im Embryo bei der Vollreife steigt. Das Verhalten des „Zuckers nach der Inversion" ist aber ein anderes, d. h. er nimmt in der Samenschale ab, im Embryo aber mit dem Wachstum zu. Dass das Disaccharid im Embryo während der Reifung zunimmt, ist eine bemerkenswerte Tatsache, da es als Reservestoff der Keimblätter eine wichtige Rolle spielt.

Wie aus der vorigen Tabelle leicht ersichtlich, nimmt F_1 stark mit der Reifung zu und wird *im Embryo* abgelagert und daran nimmt F_1 in Samenschale und Endosperm nicht teil. Eine sehr grosse Menge von Fett, ca 15% des Trockengewichts, ist im getrockneten Samen vorhanden. Wahrscheinlich ist Fett der wichtigste Reservestoff der *Pharbitis*-Samen.

---

1) Das prozentuale Gewicht der Stoffe.

Die Stoffumwandlung in Samen im Laufe der Entwicklung sei im Folgenden kurz zusammengefasst:

Im jungen Samen dient die vorherrschende Stärke zusammen mit Zucker und Eiweiss vorzugsweise dem Wachstum des Embryos. Bei der weiteren Entwicklung des Samens wird die Stärke allmählich in der Nährschicht abgelagert und im Grünreifezustand vorzugsweise in Hemizellulose für Verdickung der Endospermzellen verwendet. Im Vollreifezustand wird die Stärke in Zucker und insbesondere in Fett umgewandelt, die als Reservestoffe in den Kotyledonen aufgespeichert werden.

Daraus lässt sich erkennen, dass das Vorreifestadium eine wichtige Stufe für der Samenreifung ist und der notwendige Reifevorgang im danach fortschreitenden Grünreifestadium vor sich geht und im Vollreifestadium die Umwandlung der Stoffe durch Eintrocknen sich vollzieht.

Über die Wirkung des Eintrocknens auf die Stoffumwandlung in Samen haben wir wenige Arbeiten. Unter anderem hat PFEFFER[1] erwähnt, dass die massenhaft angehäufte Stärke im unreif aus dem Karpell genommenen *Paeonia*-Samen beim Eintrocknen in fettes Öl verwandelt wird, und die Proteinkörper ähnlich wie in den völlig zur Reife gelangten Samen sich ausbildet. Bezüglich der Proteinbildung beim Trocknen hat ECKERSON[2] auch fast ähnliche Ergebnisse erzielt.

Wie später noch genauer erörtert werden wird, steigt die Keimungsenergie der frisch geernteten Samen durch Eintrocknen auffallend; wenn auch dabei die physikalische Änderung der Samenschale eine grosse Rolle spielt, wovon später noch die Rede sein wird, so kann man die chemische Umsetzung im Inneren nicht ausser Acht lassen.

Hier sollen nur die Ergebnisse der diesbezüglichen Versuche mitgeteilt werden.

Die aus ein und derselben Frucht geernteten Samen von fast gleichen Entwicklungsstadium wurden in zwei gleiche Teile geteilt, der eine Teil, bestehend aus 100 Samen, wurde sofort, der andere gleichfalls aus 100 Samen bestehend, nach 3-tägigem Eintrocknen im Thermostat bei 37°C. nach dem angegebenen Verfahren auf seine chemischen Bestandteile geprüft. Es ergab sich, dass die Stoffumwandlung in Grün- und Vollreifesamen fast gleich ist, wie sich aus der folgenden Tabelle ergibt.

---

1) PFEFFER, W., Untersuchungen über die Proteinkörper und die Bedeutung des Asparagins beim Keimen der Samen. Jahrb. f. w. Bot., 1895, Bd. VIII, S. 429.

2) ECKERSON, S. H., Microchemical studies in the progressive development of the wheat plant. Agric. Exp. St., State College, Washington, 1917, Bull. 193.

Tabelle XXI.

Veränderung der Stoffmenge nach dem Austrocknen.

100 Stücke Samen enthielten (in % des Trockengewicht):

Stadium	F_1	Stärke	Hemizellulose
Grünreife	10,5	20,3	9,9
getrocknet	*12,6*	*19,4*	*9,6*
Vollreife	13,7	13,3	10,1
getrocknet	*15,6*	*10,5*	*10,8*

Während die Stärke durch Eintrocknen abnimmt, nimmt das Fett deutlich zu. Aus meinen vorigen Versuchen (auf S. 58) darf man vermuten, dass die Zunahme der letzteren Stoffe *im Embryo* stattfindet, mit anderen Worten: diese Stoffe wurden beim Eintrocknen im Embryo und nicht in der Samenschale als Reservestoffe aufgespeichert. Dies lehrt auch die mikrochemische Untersuchung.

Die rasche Verwandlung der Stärke in Fett beim Austrocknen des frischen Samens ist ein wichtiger Reifeprozess, da dadurch die Reifung des Samens vollendet ist, ähnlich wie es in dem natürlichen Verlauf seiner Entwicklung vor sich geht. Ich habe gefunden, dass im Vollreifestadium nur wenig Stärke in der Schale vorhanden ist, während sie sich im Endosperm noch ziemlich gut erkennen lässt. Daraus ist anzunehmen, dass sie im Endosperm dabei vorzugsweise daran teilnimmt.

Einige wichtige Ergebnisse der Versuche seien im Folgenden zusammengefasst :

1) Während der Entwicklung des Samens nimmt die Stärke beträchtlich ab, die anderen Stoffe im ganzen zu ; insbesondere tritt das wechselseitige Verhältnis zwischen Stärke- und Hemizellulosegehalt im jungen Samen deutlich hervor, während beim Reifungsprozess des bereits erwachsenen Samens die Fettzunahme deutlich hervortritt.

2) Die Änderung der Menge der Stärke und Hemizellulose geht vorzugsweise in der Samenschale und im Endosperm, die von Fett, Zucker und anderen in Alkohol löslichen Reservestoffen im Embryo vor sich.

3) In jungen Samen dient die vorherrschende Stärke zusammen mit Zucker und Eiweiss vorzugsweise dem Wachstum des Embryos. Bei der weiteren Entwicklung des Samens wird die Stärke allmählich in der Nährschicht abgelagert und nach dem Grünreifestadium hauptsächlich für die Verdickung des Endosperms verwendet, aber im Vollreifestadium wird sie in Zucker, besonders in Fett umgewandelt und in dieser Form in den Kotyledonen aufgespeichert.

4) Aus den Ergebnissen der Versuche über die chemischen Vorgänge bei der Reifung lässt sich erkennen, dass das Vorreifestadium eine wichtige Reifestufe im Reifevorgang des Samens ist und dass der wichtigste Reifeprozess, z. B. Stoffaufspeicherung und Stoffumwandlung, vorzugsweise in dem sich daran anschliessenden Grünreifestadium vor sich geht und im Vollreifestadium die Stoffumwandlung noch weiter fortschreitet.

5) Die rasche Umwandlung der Stärke in Fett und andere Reservestoffe beim Austrocknen des frisch geernteten Samens ist ein wichtiger Reifeprozess, weil dadurch die Reifung des Samens vollendet wird. Ein nahezu ähnlicher Prozess findet in natura bei der Wasserabgabe des Vollreifesamens an die Mutterpflanze statt, damit der Same vollkommen reift.

B. Veränderung der Diastasemenge bei Reifungsprozess.

Aus der vorstehenden Übersicht über die Stoffumwandlung beim Reifevorgang ergibt sich, dass das Verhalten der Stärke bei der Reifung besonders ins Auge gefasst werden muss, um eine klare Erkenntnis über den Reifeprozess von *Pharbitis*-Samen zu gewinnen. Ausserdem habe ich gefunden, dass die Reservestärke in der Nährschicht sowohl beim Eintrocknen nach der Ernte als auch beim Reifen an der Mutterpflanze schnell verschwindet. Diese Tatsachen haben mich dazu angeregt, diese Erscheinung weiter zu verfolgen.

Ich habe daher zunächst die Diastasemenge der Samen in den verschiedenen Entwicklungsstadien untersucht.

Es gibt viele Untersuchungen über die diastatischen Fermente im Pflanzenkörper, besonders im keimenden Samen, jedoch haben wir wenige Arbeiten, die das Verhalten der Diastase im reifenden Samen behandeln. Unter anderem haben Brown und Morris[1] gezeigt, dass unreife Gerstenfrüchte schon Diastase enthalten, die beim Reifen zunimmt, in den reifen Früchten aber stark an Menge sinkt und bei der Keimung weiter ziemlich erheblich wächst.

Die quantitative Bestimmung diastatischer Fermente wurde nach einem modifizierten Wohlgemuthschen Verfahren[2] vorgenommen. Die Schwierigkeit bei der Anwendung dieser Methode beruht darauf, dass man die unterste Grenze der Wirksamkeit nicht klar erfassen kann.

---

1) Brown, H. T. and Morris G. H., Researches on the germination of some of the *Graminae*. Jour. of chem. Soc., 1890, Vol. LVII, p. 145.

2) Wohlgemuth, J., Über eine neue Methode zur quantitativen Bestimmung des diastatischen Ferments. Biochem. Ztsch., 1908 Bd. IX, S. 1.

Je genauer die Bestimmung wird, desto mehr nähert sich die Farbe dem Grenzwert, und man kann nicht leicht beobachten, welche Farbe als Grenze anzusehen ist. Durch Anwendung passender Jodlösung und Vergleichung der hervorgerufenen Farbe mit der Farbentafel konnte ich aber mit Sicherheit den Grenzwert der Farbe bestimmen.

Beim Verfahren geht man in folgender Weise vor: Zehn Proberöhrchen wurden mit 1 ccm 1%iger Stärkelösung und derselben Menge enzymhaltiger Lösung in verschiedenen Konzentrationen beschickt, die aus 20 fein zerkleinerten Samenkörnern bei 30°C. 1 Stunde lang mit 20 ccm destilliertem Wasser extrahiert worden war. Die Proben wurden gleichzeitig bei 40°C. im Wasserbad erwärmt, blieben hier 10 Minuten, worauf die Reaktion durch Einstellen in Eiswasser unterbrochen wurde. Nun prüft man mit je 2 Tropfen 1/100-normaler Lösung von Jod auf Stärke und bestimmt dasjenige Gläschen als Grenzwert, dass mit der violettblauen Farbe von Nr. 507 in der Richtschnurfarbe der Farbenskala[1] ganz gleich ist. In dieser Weise kann man die Wirkungsgeschwindigkeit der diastatischen Fermente bestimmen.

Es kann sich bei quantitativer Bestimmung von Diastase nicht um absolute, sondern nur um relative Werte der Vergleichsproben handeln, daher habe ich in nachstehender Tabelle die Diastasemenge in völlig gereiften und ausgetrockneten Samen als Einheit genommen und die relativen Werte der anderen angegeben.

Tabelle XXII.

Diastasemenge in den Samen von verschiedenen Entwicklungsstadien.

Entwicklungs-stadium	Frisch-gewicht 20 Samen in g	Relativer Wert der Diastase in		Stärke-menge eines Samens in g	Mengen-verhältnis der Diastase und Stärke
		einem Samen	1 g des Frischgew.		
1–2 mm	0,84	0,7	8,3	1,25	2,6
2–3 mm	1,36	1,8	13,8	—	—
3–6 mm	1,75	2,7	15,4	—	—
2–5 mm	—	2,3	14,6	4,42	2,5
Vorreife-stadium	2,91	3,6	8,9	7,34	2,4
Grünreife-stadium	2,61	2,2	3,3	7,22	1,4
Trockenreife-stadium	1,16	(1,0)	(1,0)	4,72	(1,0)
nach Quellung	—	1,4	—	—	—

1) Klincksieck, Po., et Valette, Th., Code des Couleurs. Paris, 1908.

Aus obiger Tabelle ergibt sich, dass die Diastasemenge in einem Gramm des Frischgewichts mit dem Wachstum des Samens stark steigt und im 3–6 mm Stadium am grössten ist, dann aber im Vorreifestadium deutlich sinkt, sich in Grünreifestadium noch weiter verkleinert bis schliesslich zum vollkommen reifen, luftrocknen Samen.

Das Verhältnis steht aber etwas anders, wenn man die Diastasemenge in einem Samen verfolgt; dabei nimmt sie mit dem Wachstum des Samens auch zu, erreicht aber erst beim Vorreifestadium ihr Maximum, dann nimmt sie mit dem Reifungsvorgang wieder allmählich ab, um im reifenden Stadium mit einer geringen Menge aufzuhören. Bei der Quellung des Samens nimmt sie wieder zu.

In wie enger Beziehung die Diastasemenge mit dem Stärkegehalt der Samen steht, ist auf nachstehender Kurve anschaulich dargestellt.

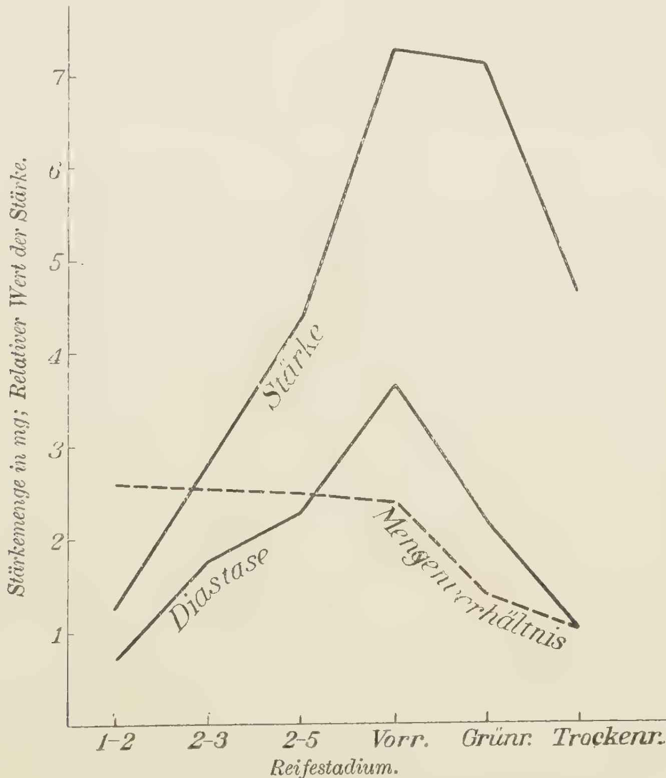


Fig. 18. Graphische Darstellung des Verhältnis der Diastasemenge zur Stärkemenge in einem Samen.

Die Beziehung zwischen Stärke- und Diastasemenge in einem Samen wird durch ihr beiderseitiges Verhältnis anschaulich gemacht. Das Mengenverhältnis ist bis zum Vorreifestadium fast gleich, aber

verringert sich danach mit der Reifung stark. Mit anderen Worten: es nimmt die Wirkung der Diastase nach dem Vorreifestadium rapid ab.

Aus obiger Tatsache ergibt sich, dass die Diastase in den unreifen Samen höchstwahrscheinlich für die Veränderung der wandernden Stärke eine grosse Rolle spielt und dadurch das Wachstum des Embryos hervorruft.[1] Die Stärke im reifenden Samen verhält sich aber wahrscheinlich anders, weil die Diastase nur in geringer Menge im Verhältnis zur Stärkemenge vorhanden ist. Daraus kann man vermuten, dass die Stärke im reifenden Samen (nach Vorreife) hauptsächlich aufgespeichert wird.

Wie bereits erwähnt, verschwinden aber die Stärkekörner in der Nährschicht der Samenschale plötzlich in der Vollreife, und dasselbe lässt sich in grünreifen Samen beim künstlichen Eintrocknen herbeiführen. In Bezug auf das Verhältnis des Eintrocknens zur Diastase ist nur wenig bekannt. Bei dem Versuch mit dem *Zea*-Embryo hat Linz[2] erwähnt, dass die Diastasemenge beim Eintrocknen merkliche Zunahme zeigt, und zwar vermehrt sich der über H_2SO_4 getrocknete Embryo in 3 Tagen fast um die 3-fache Menge im Vergleich zum frischen Zustande.

Wie sich aus nachstehender Tabelle ergibt, zeigen die mit *Pharbitis*-Samen erzielten Ergebnisse, dass die Diastasemenge stets sofort nach dem Eintrocknen deutlich zunimmt, jedoch beim zu starken Austrocknen abnimmt. Dass sich die Zunahme der Diastase nur während einer kurzen Zeit nach der Ernte erkennen lässt und dann bald sinkt, ist eine nennenswerte Tatsache, und es stimmt mit der Tatsache wohl überein, dass die Stärke in der Samenschale bald nach dem Eintrocknen verschwindet.

Tabelle XXIII.

Zunahme der Diastasemenge nach Eintrocknen.

Entwicklungsstadium	Relativer Wert der Diastase in einem Samen		
	im frischen Zustande	eingetrocknet	
		1 Tag	3 Tage
2–3 mm	1,8	—	1,1
3–6 mm	2,7	—	1,2
Vorreifestadium	3,6	5,5	2,2
Grünreifestadium	2,2	3,7	1,6

1) Vgl. hierzu das Kapitel „Physiologische Bedeutung der Nährschicht."

2) Linz, F., Beiträge zur Physiologie der Keimung von *Zea Mays* L. Jahrb. f. w. Bot., 1896, Bd. XXIX, S. 267.

Das Verschwinden der Stärkekörner und das Erscheinen des Fettes treten, wie oben erwähnt, beim Eintrocknen des Samens auf und stehen deshalb mit der Zunahme der diastatischen Fermente in enger Beziehung.

Es ist wichtig, festzustellen, wo die Diastase in einem Samen vorhanden ist. Diesbezügliche Versuche wurden mit Früchten und Samen angestellt. HABERLANDT[1] teilte zuerst mit, dass Diastase in Gerstefrüchten vorzugsweise in der Aleuronschicht vorkommt.

Der über die Diastasemenge im Embryo und in der Samenschale mitsamt Endosperm ausgeführte Versuch zeigt, dass die Menge im Verhältnis von 1 zu 5 in den genannten Teilen des Grünreifesamens vorhanden ist, also die Diastase vorzugsweise in der Samenschale mit Endosperm vorkommt.

Bei der mikrochemischen Untersuchung über die Nährschicht habe ich darauf hingewiesen, dass die Stärkekörner stets in der sich an die äusserste Zelllage des Endosperms anschliessenden Gewebeschicht zuerst verschwinden. Daher besteht kaum ein Zweifel, dass die Diastase such in dieser Zelllage vorhanden ist oder dadurch ausgeschieden wird.

Einige wichtige Ergebnisse seien hier zusammengefasst:

1. Die Diastasemenge steigt mit dem Wachstum des Samens stark, erreicht beim Vorreifestadium ihr Maximum und nimmt mit dem Reifungsvorgang wieder ab.

2. Die Diastasemenge steht mit dem Stärkegehalt in enger Beziehung, das Mengenverhältnis der Diastase und Stärke ist bis zum Vorreifestadium fast gleich, aber verringert sich danach mit der Reifung stark.

3. Die Stärke in der Nährschicht sowohl beim Eintrocknen nach der Ernte als auch beim Reifen an der Mutterpflanze verschwindet schnell, dabei nimmt die Diastasemenge deutlich zu, sodass die Diastase bei der Umwandlung der Reservestärke bei der Reifung eine grosse Rolle spielt.

C. ATMUNGSINTENSITÄT BEI REIFENDEN SAMEN.

Es ist selbstverständlich, dass je kräftiger sich der Same entwickelt, desto ausgiebiger die Sauerstoffabsorption und Kohlensäureausscheidung ist. Das Verhältnis der abgegebenen CO_2 zum aufgenommenen O_2 ist natürlich von der Art des Verbrennungsmaterials abhängig, man kann jedoch durch Messung der abgegebenen CO_2 die Intensität der Atmung aufzeigen.

---

1) HABERLANDT, G., Die Kleberschicht des Gras-Endosperms als Diastase ausscheidendes Drüsengewebe. Ber. d.d. bot. Ges., 1890, Bd. VIII, S. 40.

Um zu erkennen, wie sich die Atmungsintensität bei reifenden Samen verändert, und ob man daraus einen Einblick in den Reifeprozess gewinnen kann, habe ich zunächst bei unreifen Samen in verschiedenen Entwicklungsstadien die Menge der abgegebenen CO_2 konstatiert.

Zur quantitativen Bestimmung der ausgeschiedenen CO_2 habe ich die PETTENKOFERschen Röhren[1] angewendet. Der Versuch lieferte folgende Resultate.

TABELLE XXIV.

Atmungsintensität der Samen in verschiedenen Entwicklungsstadien.

Entwicklungsstadium	CO_2 abgeben pro Std. mg		Temperatur
	100 Samen	1 g (Frischgewicht)	
2–3 mm	7,50	0,82	20°C.
7–8 mm	9,30	0,74	„
Vorreifestadium	9,07	0,73	21°C.
Grünreifestadium	8,70	0,52	„
Ende des Grünreifestadiums	6,24	0,39	„
Gelbreifestadium	4,18	0,36	„
Vollreifestadium	1,50	0,11	„
Embryo, am Grünreifestadium	7,37	0,53	17°C.
Embryo, am Vollreifestadium	6,40	0,43	„

Die ausgeschiedene Menge CO_2 nimmt zunächst zu, und die Intensität der Atmung erreicht vor dem Vorreifestadium ihr Maximum. Danach sinkt die Menge allmählich nach dem Reifevorgang; im Grünreifestadium (im Laufe von 2 Wochen) verringert sie sich ziemlich bedeutend, ganz deutlich nach der Gelbreife und erreicht im Vollreifestadium den geringsten Wert. Es zeigt sich, wie junge wachsende unreife Samen stark atmen und dadurch die für ihren intensiven Lebensbetrieb erforderliche Energie gewinnen. Aber nach der Grünreife treten sie allmählich in den inaktivierten Zustand ein, d.h. sie reifen und kommen im Vollreifestadium zur Ruhe.

Nun will ich mich mit der Atmungsintensität der Samen nach der Ernte beschäftigen.

Dass eine Atmungskurve anfangs langsam, dann schneller bis zu einem Maximum empor und dann wieder absteigt, ist bei verschiedenen physiologischen Erscheinungen erkannt worden. Es ist aber fraglich, ob sich eine derartige Atmungskurve auch in einem reifenden Samen nach Ernte zeigt. In seiner Untersuchung hat JONES[2] beiläufig ange-

1) GRAFE, l. c. S. 358.

2) JONES H. A., Physiological study of maple seeds. Bot. Gaz., 1920, Vol. LXIX, p. 131.

führt, dass die Atmungskurve eines Samens nach Ernte zunächst sinkt, dann bis zum Maximum steigt, danach aber wieder fällt. Er ist der Meinung, dass diese Kurve nur durch Hydrolyse von Stärke hervorgerufen wird. Da dieses Problem mit der Keimfähigkeit eines unreifen Samens nach Austrocknen in enger Beziehung steht,[1] will ich darauf näher eingehen.

Hier will ich die Atmungskurve eines Samens im Vorreifestadium zeigen, dessen Embryo schon ausserhalb des Samens Entwicklungsfähigkeit besitzt, und dessen Samenschale mit Stärke dicht erfüllt ist.

TABELLE XXV.

Atmungsverlauf des frisch geernteten Samens.

Entwicklungsstadium	Abgegebene CO_2 (mg/Std.) nach Stunden									
	Anfang	18	23	42	47	70	78	89	95	126
Vorreifest.	9,07	—	6,40	4,09	5,20	—	6,00	—	—	—
Grünreifest.	8,70	5,65	—	6,30	5,60	4,20	—	—	5,01	5,02
Vollreifest.	1,50	1,49	—	1,95	—	—	—	1,47	—	—

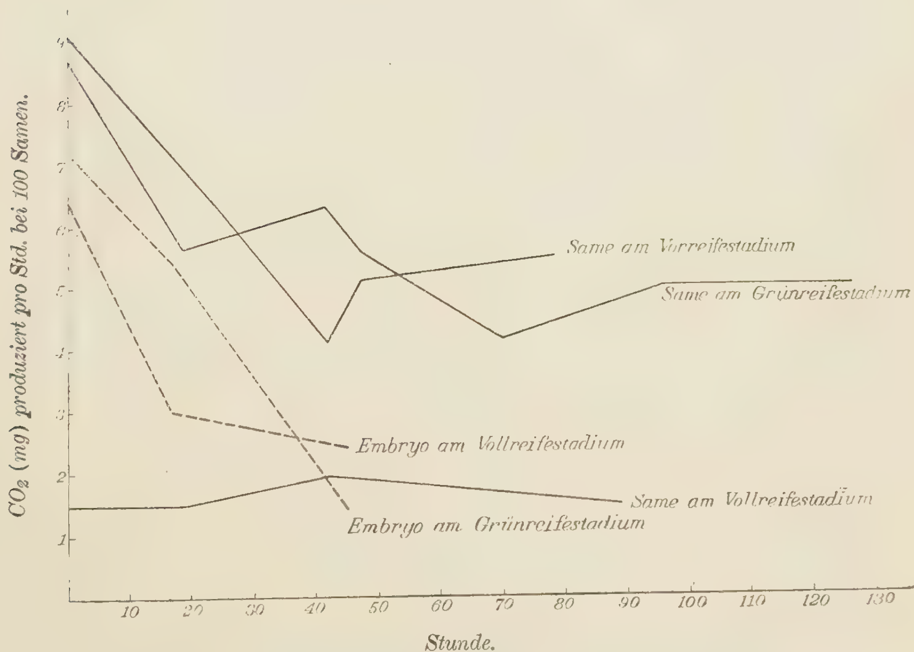


Fig. 19. Atmungskurve des frisch geernteten Samens in verschiedenen Entwicklungsstadien.

1) Darüber siehe S. 78.

Wie man sieht, sinkt die Kurve nach der Ernte rascher und steigt dann etwas an, sinkt aber wieder allmählich, fast wie die von Jones erwähnte. Dieselbe Kurve lässt sich bei *Pharbitis*-Samen bis zum Grünreifestadium erkennen, während sie bei Samen im Vollreifestadium ohne merkliche Schwankungen flach verläuft. Dieses Verhältnis lässt sich aus der obenstehenden Tabelle und Kurve leicht erkennen.

Ich fand, dass Stärkekörner in der Samenschale des Samens im Grünreifestadium beim Eintrocknen sofort hydrolysiert werden und verschwinden. Wahrscheinlich ist hier die Ursache der Schwankungen der Kurve beim grünreifen Samen auf die Umwandlung der Stoffe im Samen zurückzuführen. Im Vollreifestadium ist das Verhältnis aber anders, weil es sich dabei weniger um die Stärkeumwandlung im Samenschale handelt, sondern hauptsächlich um die Fettspeicherung im Embryo.

Dabei sei bemerkt, dass die Atmungskurve der von Samenschale befreiten Embryonen des Grünreifesamens fast gleicherweise wie die des Vollreifesamens rascher sinken und bald einen konstanten Punkt erreichen: Dass der von seiner Samenschale befreite Embryo des vollreifen Samens stärker als ein intakter Same atmet und dass der Unterschied der Atmungsintensität in Grün- und Vollreifesamen dabei fast beseitigt ist, ist eine bemerkenswerte Erscheinung. Daraus ist zu ersehen, dass die herabgesetzte Atmung in Vollreifesamen zum grössten Teil durch die Samenschale hervorgerufen wird und der Embryo selbst mit stärkerer Aktivität versehen ist. Es sei noch bemerkenswert, dass die Atmungsintensität nach Austrocknen nicht zunimmt, mit anderen Worten: die Aktivität des Samens nach Austrocknen nicht steigt, wie sich auch aus der Menge der Katalase erkennen lässt.[1]

Die oben erwähnte Tatsache verstärkt meine Ansicht über die Reifung des Samens, dass man aus der Intensität der Atmung nicht nur den Reifungsprozess, sondern auch andere wichtige innere Vorgänge bei dem reifenden Samen erkennen kann.

Im folgenden sind die Ergebnisse der Versuche zusammengefasst:

1. Die Intensität der Atmung erreicht vor dem Vorreifestadium ihr Maximum. Danach sinkt die Menge der ausgeschiedenen CO_2 allmählich nach dem Reifevorgang und erreicht im Vollreifestadium den geringsten Wert.

2. Die Atmungskurve eines Samens nach Ernte im Grünreifestadium und im Vollreifestadium ist verschieden, während die erstere zunächst

1) Vgl. darüber S. 88.

sinkt, dann bis zum Maximum steigt und schliesslich wieder fällt, verläuft die letztere fast flach.

3. Die oben erwähnten Schwankungen der Atmungskurve bei Grünreifesamen wird wahrscheinlich von der Hydrolyse der Reservestärke in der Samenschale hervorgerufen.

4. Die herabgesetzte Atmung im Vollreifesamen wird zum grössten Teile durch die Samenschale hervorgerufen, weil sein Embryo selbst immer intensiv atmet.

5. Die Atmungsintensität des Samens steigt nach Austrocknen nicht.

III. Die Keimfähigkeit frisch geernteter, unreifer Samen.

A. Keimungsunterschied der unreifen Samen in den verschiedenen Stadien.

Vom biologischen Gesichtspunkt aus ist es wichtig, zu wissen, ob unreife Samen keimen können. Auf die aufgeworfene Frage hat zuerst de Candolle[1] geantwortet, und nach ihm haben mehrere Forscher[2] auch die Möglichkeit der Keimung einiger unreifer Samen festgestellt. Unter anderem fand Nowacki, dass Weizenkörner im Milchreifestadium, wenn der Embryo noch nicht vollkommen ausgebildet ist, schon keimfähig sind. Dasselbe gilt aber nicht von allen Pflanzen, weil der Reifevorgang und der Bau des Samens je nach den Pflanzenarten verschieden sind. Das in Rede stehende keimfähige Reifestadium ist daher bei allen einzelnen Pflanzen eingehend zu verfolgen.

Zunächst will ich zeigen, dass unreife Embryonen von jüngeren Samen von *Pharbitis Nil* ausserhalb des Samens schon imstande sind, im destillierten Wasser sich zu entwickeln. Da die letzt erwähnte Tatsache für das Reifeproblem der Embryonen wichtig ist, so stellte ich darüber einige Versuche an, in denen die jüngeren Embryonen aus

1) de Candolle, Pflanzenphysiologie. Bd. 2, S. 274, zitiert nach Detmer, l. c. S. 537.

2) Nowacki, Untersuchungen über das Reifen des Getreides. Inaug. Diss. Halle, 1870, S. 23.—Wiesner, J., Biologie der Pflanzen. Wien, 1890, S. 40.—Arthur, J. C., Deviation in development due to the use of unripe seeds. Americ. Naturalist, 1895, Vol. XXIX, p. 804.—Kinzel, W., Über Keimung halbreifer und reifer Samen der Gattung *Cuscuta*. Über der Nachreife von Hafer. Landw. Vers.-Stat., 1900, Bd. LIV, S. 133.—Ferner Angaben bei Nobbe, F., Handbuch der Samenkunde. Berlin, 1876, S. 341.—Detmer, W., Vergleichende Physiologie des Keimungsprozess der Samen. Jena, 1880, S. 537.—Pfeffer, W., Pflanzenphysiologie. Leipzig, 1904, Bd. II, S. 263 und 325.

unreifen Samen von verschiedener Grösse in folgender Weise zur Keimung angeregt wurden: Die von dem Endosperm befreiten Embryonen wurden in PETRIschalen auf mit destilliertem Wasser befeuchtetem Filtrierpapier, auf Watte oder Quarzsand ausgelegt und ihre Entwicklungskraft unter günstigen Wachstumsbedingungen, sowohl im Lichte als im Finstern verfolgt.

Die Ergebnisse dieser Versuche sind aus der folgenden Tabelle ersichtlich. Sie haben im wesentlichen ergeben, dass Embryonen von einer bestimmten Grösse an, die sich durch erkennbare Falten am Kotyledon auszeichnet, welche nicht durch die Samenschale, wohl aber nach Entfernung dieser zu sehen sind, sich selbst im destillierten Wasser entwickeln können, aber darin wegen Nährstoffmangel bald zugrunde gehen. Es sei daher dieses wichtige Entwicklungsstadium mit dem Ausdrucke „ Vorreife “ bezeichnet und von den darauf folgenden Reifevorgängen unterschieden.

TABELLE XXVI.

Entwicklungsgrösse der unreifen Embryonen auf befeuchtetem Filtrierpapier im Thermostat von 22°C.

Reifestadium	Embryogrösse in mm	Frischgew. in mg	Trockengewicht in mg	Wassergehalt in % d. Frischgew.	Verlängerung des Hypokotyls in mm	
					6 Tage	10 Tage
Gelbreife	9	74	34	54,5	45	110
Grünreife	9	62	27	56,5	40	92
„	9	62	26	58,1	33	85
Vorreife	8,5	56	21	62,5	12	gestorben
„	8	55	22	60,0	15	Ein Embryo verlängert sich bis zu 30 mm
„	8	53	19	64,2	10	gestorben
7 mm[1)]	7	49	15	69,4	nicht entwickelt	„
„	7	46	13	71,7	„	„
6 mm	6	48	12	75,0	„	„
5 mm	5	44	11	75,0	„	„

N. B. Aus ein und derselben Frucht wurden 2 Samen zur Gewichtsmessung und der Rest, meistens 4, zu Keimversuchen gebraucht, deren durchschnittlichen Wert angegeben wurde.

Aus obiger Tabelle lässt sich erkennen, dass je mehr der Embryo das Stadium der Vorreife überschritten hat, desto leichter die Entwick-

1) Wie, erwähnt, bezeichne ich das Reifestadium des jüngeren Samens mit der Grösse (in mm) des Embryos.

lung im destillierten Wasser von statten geht. So habe ich z.B. beobachtet, dass ein Embryo in gelbreifem Samen im Verlaufe von drei Tagen im destillierten Wasser ein mehr als 20 mm langes Hypokotyl entwickelt hat, und aus diesem Keimling konnte ich nach Auspflanzung in einen Blumentopf im Gewächshaus eine normale Pflanze erziehen.

Das verschiedene Verhalten der unreifen Embryonen im Kulturversuche mit Wasser zeigt, dass die in der Verlängerung zum Ausdruck kommende Wachstumsfähigkeit des Hypokotyls fast im Verhältnis zum Trockengewicht der Embryonen steht, d.h. bevor das Vorreife-Stadium erreicht ist, sind noch Reservestoffe in ungenügender Menge vorhanden und je mehr Reservematerial nach der Vorreife angehäuft wird, desto rascher und leichter erfolgt die Entwicklung. Wenn der Same das Stadium der Vorreife erreicht, besitzt er zwar annähernd seine definitive Grösse, aber noch nicht sein schliessliches Gewicht.

Wegen der Wichtigkeit dieses Vorreifestadiums von *Pharbitis*-Samen bei der Erforschung des Reifeprozesses sei der Bau des Samens im Folgenden kurz beschrieben.

Die Länge des Samens ist 0,9-1 cm, die Samenschale ist grün. Der Funiculus steht mit dem Hilum in Verbindung, so dass der Same von der Mutterpflanze noch nicht leicht getrennt werden kann. Der Embryo ist ziemlich gross, umschlossen von dünn gallertigem Endosperm, und seine Kotyledonen sind etwa 0,8–0,9 cm lang.[1] Diese zeigen einige Falten, die aber durch die Samenschale von aussen noch nicht erkennbar sind.

Bei dem darauf folgenden Reifestadium findet keine Vergrösserung des Samens mehr statt, aber seine Kotyledonen falten sich infolge der Entwicklung des Embryos mehr und mehr, bis man die Falten auch von aussen leicht erkennen kann. Diese erkennbaren Falten der Kotyledonen lassen den Unterschied zwischen Vorreife- und Grünreifestadium erkennen, und dadurch kann man ohne Schwierigkeit die beiden genannten Stadien unterscheiden.

Nun wollen wir uns mit der Keimfähigkeit unreifer Samen beschäftigen. Keimversuche wurden mit Samen im Vorreifestadium wiederholt angestellt, aber es gelang mir nicht, die Samen weder im frischen Zustand, noch auch im getrockneten auszukeimen. Wie bereits erwähnt, erreichen *Pharbitis*-Samen in zwei oder drei Wochen nach der Blütezeit ihre endgültige Grösse, d.h. die Vorreife, und dann bedürfen sie noch etwa drei Wochen bis zum Vollreifestadium. Die in dieser

1) Vgl. hierüber S. 31.

Zeit vor sich gehende Veränderung der unreifen Samen ist von physiologischem Gesichtspunkt aus besonders wichtig und interessant, da die für die Keimung notwendigen Reservestoffe in diesem Reifevorgang aufgespeichert werden müssen. Und je mehr die unreifen Samen sich entwickeln, desto mehr werden sie keimfähig, und zwar kann man, wie später noch auseinandergesetzt werden wird, die der Reife sich nähernden, aber im Freien noch keimunfähigen Samen durch künstliche Behandlung, z.B. Austrocknung, keimfähig machen.

Die unreifen *Pharbitis*-Samen sind im Vorreifestadium, wie bereits erwähnt, noch keimunfähig, wenn sich auch ihre befreiten Embryonen im gewöhnlichen Wasser schon entwickeln können. Die Samen im Grünreifestadium sind aber bereits keimfähig, und je weiter das Reifen fortschreitet, desto mächtiger wird die Keimfähigkeit der Samen, und zwar vermögen sie im Vollreifestadium nach der Ernte schon zum grössten Teil auszukeimen.[1]

Die betreffenden Verhältnisse sind aus nachstehender Tabelle leicht ersichtlich.

Tabelle XXVII.

Keimprozent der frisch geernteten Samen in verschiedenen Entwickelungsstadien.

Reifezustand	Gekeimt (%) in Tagen:					
	1	2	3	4	5	7
Grünreife Samen	0	2	3	—	—	—
Samen am Ende des Grünreifestadiums	3	7	—	—	—	—
Vollreife Samen	13	41	53	63	66	—

Es zeigt sich also, dass die frisch geernteten Samen im Grünreifestadium nur wenig, im besten Falle nur zu 3 %, aber im Vollreifestadium schon zu rund 70 % auskeimen können.

Um die Keimfähigkeit des grünreifen Samens noch genauer kennen zu lernen, habe ich Versuche mit Grünreifesamen von verschiedenen Alter angestellt. Dabei hat sich gezeigt, dass die Samen von gleichem

1) Vgl. hierzu Pfeffer (l. c. 1904, Bd. I, S. 607): „Gewöhnlich ist in den Pflanzen mehr Reservematerial aufgespeichert, als zur ersten Erstarkung notwendig ist. Deshalb kommen auch unreife Samen, die nur eine geringe Menge von Reservestoffen enthalten, noch zur Entwicklung."

Alter[1] nicht immer gleiche Keimungsenergie besitzen, mit anderen Worten: die fast gleich entwickelten Samen verhalten sich gegen die gleichen Keimbedingungen ganz verschieden. Das erklärt sich daraus, dass die Samen in diesem Entwicklungszustand erst dann auszukeimen vermögen, wenn zufällig der von selbst entwicklungsfähige Embryo zur Aktivierung günstig angeregt wird. Die Entwicklungskraft des Embryos aber steigt mit der Reifung allmählich, und damit wird der Same mehr und mehr keimfähig.

Es ist daher kurz hervorzuheben, dass der Embryo schon 2 Wochen nach der Befruchtung von selbst entwicklungsfähig ist und dann seine Entwicklungskraft innerhalb einiger Wochen so stark wird, dass er öfters die Samenschale zu durchbrechen vermag. Dass der Embryo der Grünreifesamens mit kräftiger Keimfähigkeit versehen ist, lässt sich aus folgendem Versuch erkennen, in dem der aus der Samenschale befreite Embryo auf Filtrierpapier mit destilliertem Wasser zur Keimung gebracht werde.

TABELLE XXVIII.[2]

Entwicklungsgrösse der Embryonen auf befeuchteten Filtrierpapier im Laboratrium.

Reifezustand	Frischgewicht in mg	Entwickelte Länge der Kotyledonen und Hypokotyls in mm in Wochen: 1	4
Grünreife	64,0	21* (7)	28 (7)
„	63,4	20 (7)	27 (35)
„	59,6	19 (6)	27 (20)
„	59,4	16 (5)	27 (12)
Vorreife	57,2	15 (5)	gestorben

Die Zahlen in Klammer bedeutet die Länge des Hypokotyls.
* Anfangsgrösse der Kotyledonen ist etwa 10 mm.

Hier will ich mich kurz der Frage der Ruheperiode der Samen zuwenden, da diese Erscheinung mit dem Reifeproblem im engsten

1) Die Samen, die am selben Tag befruchteten Blüten stammen.
2 Vgl. hierzu Tab. XXVI (S. 70), auch Tafel, Fig. 2.

Zusammenhang steht. Aus den obigen Ergebnissen der Versuche mit frisch geernteten Samen ergibt sich, dass die Ruheperiode für *Pharbitis*-Samen unnötig ist, wenn die günstigen Keimungsbedingungen zur Verfügung stehen. Diese wird nicht nur mit Samen im Laboratorium, sondern mit denen im Freien öfters bestätigt. Einige Pflanzen, die mit vielen Früchten versehen sind, wurden am 9. Oktober, 1921, entwurzelt und sie sind auf der Stelle am Boden liegen geblieben. Wegen der warmen Witterung und regenreichen Jahreszeit habe ich gefunden, dass die meisten Samen in den Früchten, die im Vollreifestadium erreicht hatten, schon nach 3 Wochen auskeimten, wie es sich aus der Abbildung (Tafel, Fig. 4) anschaulich zeigen lässt.

Daraus lässt sich erkennen, dass die Ruheperiode[1] der trocken gereiften Samen in natura nur eine biologische Bedeutung hat, mit anderen Worten: die mit Austrocknung verbundene Erhärtung der Samenschale und des Endosperms nur zum Schutze der Embryonen gegen schädlichen, äusseren Bedingungen nötig ist und die Zeit der Ruhe für den Samen keine innere Notwendigkeit bedeutet.

Meine Ansicht über die Unnötigkeit der Ruheperiode für *Pharbitis*-Samen wird aus dem Ergebnis der Untersuchung über Kultur von unreifen Embryonen ausserhalb des Samens noch bestärkt, wovon später die Rede sein wird.

Nun ist die Frage, warum die Grünreifesamen nicht sofort nach der Ernte keimen, während ihre Embryonen schon kräftige Entwicklungsfähigkeit besitzen. Um eine richtige Ansicht darüber zu gewinnen, muss man die Samen im Grün- und Vollreifestadium miteinander vergleichen.

Zunächst will ich auf die Beziehung der Keimfähigkeit der frisch geernteten Samen zum Wasser- und Sauerstoffeintritt eingehen. Das Wasser ist zur Keimung zunächst immer unentbehrlich, aber es kommt häufig die auffallende Erscheinung vor, dass frisch geerntete, noch grüne, wasserreiche Samen beim Austrocknen in milder Wärme des Thermostaten innerhalb einiger Tage keimen. Die Anzahl der Keimenden ist bisweilen so gross, dass sie im ganzen 5–6 % beträgt. Aus dieser Tatsache kann man vermuten, dass die Samen in Grünreifestadium schon mit genügendem Wasser versehen sind, um zu keimen.

---

1) Unter dem Ausdruck „Ruheperiode“ versteht man hier die Erscheinung, dass die trocken gereiften Samen im Freien bis zur Vegetationszeit des nächsten Jahres nicht auskeimen.

Im folgenden durch Tabelle verdeutlichten Versuche wurden die Samen im Grün- und Vollreifestadium in Wasser getaucht und die aufgenommene Wassermenge gemessen.

Tabelle XXIX.

Wasseraufnahme der Samen nach 18 Std. im gew. Wasser von 15° C.

(Durchschnittlicher Wert)

Reifezustand	Frischgewicht in cg	Wasseraufnahme	
		in cg	in %
Grünreife	15,4	2,6	16,8
Vollreife	14,6	2,0	13,7
Verletzte Samen			
Grünreife	15,1	6,0	39,7
Vollreife	13,9	3,3	27,3
Embryo des Vollreifestadiums	7,8	1,2	15,4

Die Menge des im selben Zeitraum von einem Samen aufgenommenen Wassers ist im Grünreifesamen grösser, dessenungeachtet ist seine Keimfähigkeit geringer. Daher kann man sagen, dass die Wasserzufuhr dabei nicht der entscheidende Faktor ist. Nebenbei bemerkt, ist die Wasseraufnahme des verletzten Samens im grünreifen Zustande auffallend grösser, obwohl die Keimfähigkeit stark herabgesetzt ist, wovon später weiter auf S. 118 die Rede sein wird.

Wie verhält sich der Same dem Sauerstoff gegenüber bei der Keimung?

Es wird gesagt, dass bei einigen Wasserpflanzen unter Abschluss von freiem O_2 Keimung möglich ist. Die meisten Samen vermögen aber nur bei Gegenwart hinreichender O_2-Mengen auszukeimen.

Wenn man *Pharbitis*-Samen in durch Ölschicht abgesperrtes Wasser eintaucht, werden sie innerhalb einiger Tagen zur Quellung, aber nicht zur Keimung veranlasst.[1)]

Um die Notwendigkeit des O_2 auch zur Keimung bei frisch geerntetem *Pharbitis*-Samen festzustellen, legte ich die Samen in einen durch Pyrogallol von O_2 befreiten Raum zur Keimung aus. Unter sonst günstigen Keimungsbedingungen liess aber kein Same eine Wurzel

1) Der Same nimmt grosse Mengen von Wasser auf und schliesslich bekommt er einen grossen Riss an der Raphekante und bleibt im Überquellungszustand (S. 118, Tab. XLIX) ohne Keimung im Wasser liegen.

hervortreten. Aus obigem einfachen Versuche geht mit aller Bestimmtheit hervor, dass O_2 zur Keimung dieser Samen ganz unentbehrlich ist.

Dann wurde ein Versuch angestellt, um den minimalen Luftdruck für die Keimfähigkeit der Samen zu finden. Dabei wurden die Samen desselben Satzes in Kolben auf befeuchtetem Filtrierpapier zum Versuch ausgelegt und die Luft ausgepumpt. In dieser Weise wurden die Samen unter verschiedenen Luftdruck der Keimung ausgesetzt. Das Ergebnis zeigt, dass das Minimum des Luftdrucks für Keimung fast 120 mm Hg war. Der frische *Pharbitis*-Samen kann daher nur bei hinreichender O_2-Zufuhr auskeimen.

Dass O_2 im Luftraum auf Septumkante um Innenleitbündeln des Samens (s. Fig 13 auf S. 40) für die Keimung eine grosse Rolle spielt wird später noch erörtert werden. Hier sei der Unterschied des O_2-Bedürfnisses in den verschiedenen Reifezustande erwähnt.

Um zu sehen, ob die herabgesetzte Keimfähigkeit des Grünreifesamens in der Tat auf ein Bedürfnis an O_2 zurückzuführen ist, habe ich Grünreifesamen im O_2-haltigen Gefäss unter günstigen Keimungsbedingungen zur Keimung gebracht. Die Samen bleiben darin im Frischzustande längere Zeit liegen, ohne aber Keimprozente zu erheben.

Dass durch die Samenhaut im Zustande des Wasserreichtums der höchste O_2-Zutritt gehemmt wird, wurde schon von vielen Forschern bei mehreren Samen vermutet.[1]

Um die Durchlässigkeit einer Samenschale für Luft zu erforschen, wurde folgendes Verfahren angewandt: Ein kleines Loch eines Glasröhrchens wurde mit dem zu untersuchenden Samenhautstück von Grün- und Vollreifesamen luftdicht verschlossen, in dieses Glasröhrchen Wasser gegossen und dann mit einer Wasserstrahl-Luftpumpe verbunden, um zu beobachten, ob Luft durch die Membran hindurchtritt. Hierbei zeigte es sich, dass keine Luftblasen aus der Membran hervorkommen. Man kann daher sagen, dass die Samenhaut im frischen Zustande immer fast undurchlässig ist.

Aus obiger Tatsache ergibt sich, dass die Ursache der geringen Keimfähigkeit des frisch geernteten Grünreifesamens nicht in der durch die Schale bedingten Wirkung zu suchen ist.

Lässt es sich nicht aus der Beschaffenheit der Samenhaut erklären, so ist der Embryo selbst in Betracht zu ziehen. Wie bereits erwähnt, muss jeder Same auf der Mutterpflanze im Grünreifezustande wenig-

1) Crocker, W., Role of seed coats in delayed germination. Bot. Gaz., 1906, Vol. XLII, p. 274.—Kinzel, W., Frost und Licht. Stuttgart, 1913, S. 80.

stens, 2 Wochen bleiden, um seine Vollreife zu erreichen. In diesem Reifevorgang schreitet sowohl Gewichtszunahme als auch die chemische Umwandlung der Reservestoffe fort. Diese Verhältnisse lassen sich aus den bereits gegebenen Daten (Tab. XVIII und XIX) leicht erkennen.

Man darf diesen bedeutenden Unterschied des Samens im Grün- und Vollreifestadium nicht ausser Acht lassen. Wenn wir bedenken, dass der Embryo im Vollreifestadium mit mehr Reservestoffen versehen ist, so lässt sich begreifen, dass der Embryo selbst in diesem Reifezustande mit starker Entwicklungskraft begabt ist.

Diese Wahrnehmung wird noch durch Versuch bestätigt, in dem Embryonen in verschiedenen Entwicklungsstadien unter ganz denselben Bedingungen im feuchten Raum zur Keimung gebracht wurden. Aus der Wachstumsintensität der hervortretenden Keimwurzel kann man auch die Keimungsenergie des Samens schliessen, wie schon DETMER[1] hervorgehoben hat.

TABELLE XXX.

Entwicklungsenergie des Embryos.

Reifezustand	Durchschn. Wurzellänge in mm nach 24 Std. in 25° C.
Grünreife	6,7
Vollreife	14,5

Aus den Zahlen in der Tabelle lässt sich begreifen, dass der reifere und grössere Embryo stets stärkere Entwicklungsenergie besitzt, was den grösseren Vorrat an Reservestoffen beruhen dürfte.

Wir haben viele Beispiele, bei denen die Ausdehnungskraft des Embryos bei der Keimung den Widerstand der Samenhaut nicht überwinden kann.[2]

Die Samenschale von *Pharbitis* ist allerdings im wasserreichen Zustande schwer zerreissbar, daher wird der reifere, mit grösserer Entwicklungskraft begabte Embryo die Samenschale leichter durchbrechen können als der noch grünreife. Dass die Druckwirkung der wachsenden Wurzel bei der Keimung von *Pharbitis*-Samen eine grosse Rolle spielt, wird später erörtert werden. Es ist daher hervorzuheben, dass der

1) DETMER, 1, c. S. 561.

2) CROCKER, W., und DAVIS, W., Delayed germination in seed of *Alisma*. Bot Gaz., 1914, Vol. LVIII, p. 285.—MÜLLER, G., Beiträge zur Keimungsphysiologie. Jahrb. f. w. Bot., 1914, Bd. LIV, S. 529.

Unterschied der Keimungsfähigkeit frisch geernteter Samen in den verschiedenen Reifestadien hauptsächlich in dem Embryo selbst zu suchen ist und die Beschaffenheit der Samenhaut dabei nicht so grosse Rolle spielt, wenn auch die meisten Forscher auf ihre Durchlässigkeit für Wasser und Sauerstoff grosses Gewicht legen.

Aus obiger Tatsache geht hervor, dass der Embryo im Grünreifestadium morphologisch vollkommen ausgebildet und keimfähig ist, jedoch nur geringe Entwicklungsenergie besitzt. In diesem Reifestadium gehen wichtige Reifevorgänge im Inneren des Samens vor; die Entwicklungsenergie steigt schliesslich so, dass die Keimwurzel im Vollreifestadium das sehr widerstandsfähige Samenschalengewebe leicht durchdringen und endlich ins Freie gelangen kann.[1]

Im Folgenden werde ich die wichtigsten Ergebnisse der vorliegenden Versuche zusammenfassen:

1. Die unreifen *Pharbitis*-Samen sind im Vorreifestadium noch keimunfähig, wenn sich ihre befreiten Embryonen im Wasser schon entwickeln können.

2. Die frisch geernteten Samen vermögen im Grünreifestadium nur wenig, aber im Vollreifestadium schon zum grössten Teile sofort nach der Ernte auszukeimen. Daraus lässt sich erkennen, dass die Ruheperiode für die *Pharbitis*-Samen unnötig ist und dieselbe der trockenreifen Samen im Freien lediglich eine biologische Bedeutung hat.

3. Die Ursache der geringen Keimfähigkeit der Grünreifesamen ist nicht in der durch die Samenhaut bedingten Wirkung zu suchen, der Unterschied der Keimfähigkeit frisch geernteter Samen in den verschiedenen Reifestadien ist hauptsächlich auf den Embryo selbst zurückzuführen.

4. Der Embryo ist im Grünreifestadium morphologisch vollkommen ausgebildet, jedoch muss der Same in diesem Stadium noch wichtige Reifeprozesse durchmachen, um erhebliche Keimfähigkeit zu erlangen.

B. Beschleunigung der Keimfähigkeit durch Eintrocknen.

Bei der Untersuchung der Keimung des unreifen Samens von *Pharbitis Nil* habe ich die Erscheinung beobachtet, dass die Keimfähigkeit frisch geernteter Samen durch Eintrocknen auffallend beschleunigt

1) Vgl. hierüber den Keimungsprozess auf S. 116–119.

wird. Die Keimungsenergie sowohl als auch das Keimungsprozent der Samen steigen dabei erheblich, und sogar die Samen im Grünreifestadium, welche im frischen Zustande nur ein geringes Keimprozent aufweisen, vermögen nach dem Austrocknen zum grössten Teile auszukeimen, wie folgendes Beispiel gut veranschaulicht.[1] Frisch geerntete Samen im Grünreifestadium, die Hälfte in den Früchten belassen, wurden 2 oder 8 Tage lang durch verschiedene Mittel getrocknet und dann der Keimung unterworfen.

Tabelle XXXI.

Keimprozent der eingetrockneten grünreifen Samen) innerhalb 8 Tagen.*

getrocknet	eingetrocknet:			
	(entkapselt)		(in Kapseln)	
	2 Tage	8 Tag	2 Tage	8 Tage
in der Luft	5	27	0	73
im Thermostat	23	23	0	45
in Exsikkator	9	22	5	19

*) Grünreifesamen keimen, wie erwähnt, in frisch geerntetem Zustande nur zu 2–5% aus.

Aus dieser Tabelle ersieht man, wie die Keimung der frischen Samen durch Eintrocknen beschleunigt wird. Vergleicht man die Wirkung des Eintrocknens auf Samen in Kapseln und auf entkapselte Samen, so lässt sich erkennen, dass die Keimungsenergie im letzteren Falle bei den 2 Tage lang getrockneten Samen bedeutend ist, insbesondere wenn die Samen durch Wärme eingetrocknet waren. Bei den 8 Tage lang getrockneten aber überwog das Keimprozent der in Kapseln eingetrockneten Samen beträchtlich.

Die anderen ähnlichen Versuche lieferten verschiedene Ergebnisse, jedoch konnte ich daraus entnehmen, dass die Verschiedenheit des Trockenmittels insbesondere bei der Erhöhung der *Keimungsenergie*

1) Kinzel (l. c. 1913, S. 79) hat mit der verwandten Gattung *Cuscuta* ein ähnliches Ergebniss erzielt. Es ist besonders interessant, dass *Cuscuta Gronovii*, die einen ähnlichen Bau der Samenschale wie *Pharbitis* zeigt, bezüglich der Keimungsfähigkeit des unreifen Samens sich fast gleich verhält.

eine grosse Rolle spielt. Um dies Verhältnis eingehend zu untersuchen, wurden viele vergleichende Versuche angestellt. Zunächst wurden frisch geerntete Samen im Vollreifestadium in fünf Sätze[1] von je 100 Samen geteilt, durch verschiedene Trockenmittel eingetrocknet und unter gleichen Umständen zur Keimung gebracht.

TABELLE XXXII.

Beschleunigte Keimungsenergie durch die verschiedenen Trockenmittel.

getrocknet	Gewichts-abnahme in % d. Frischgew.	gekeimt (%) in Tagen:					
		1	2	3	4	5	7
Kontrolle (bald)	—	23	72	76	81	84	84
im Thermostat von 27°C. 1 Woche	57	88	96	98	100	—	—
im Exsikkator 1 Woche	13	63	88	98	99	99	99
in der Luft 1 Woche	44	68	83	93	93	94	94
in der Luft 2 Wochen	58	18	46	78	95	97	98

Aus obiger Tabelle lässt sich zunächst erkennen, dass der Unterschied in der Keimung vorzugsweise auf der Keimungsenergie (Keimungsgeschwindigkeit), nicht so auf dem Keimprozent, beruht und die Maximumziffer in allen Fällen schon innerhalb von 4–5 Tagen erreicht wird. Durch künstliche Wärme ausgetrocknete Samen mit 57% Wasserabgabe ergeben die höchste Keimungsenergie, während in der Luft getrocknete mit fast gleichem Wasserverlust (58%) eine deutlich verzögerte Keimung zeigen. Die Keimung der in der Luft eine Woche lang eingetrockneten Samen (44%) war aber merklich beschleunigt. Danach scheint mir der Unterschied der Keimungsenergie infolge des Eintrocknen nicht nur durch das Trockenmittel, sondern auch durch den Grad der Eintrocknung des Samens bewirkt. Da viele andere diesbezügliche Versuche fast ganz ähnliche Ergebnisse lieferten kann deren Ausführung unterbleiben, und es sei nur darauf hingewiesen, dass das Ein-

1) Alle Vergleichsversuche in den vorliegenden Untersuchungen wurden mit den Samen von denselben Sätze angestellt. Vgl. über die Sätze S. 14.

trockenen mittels Wärme die beste Wirkung auf die Keimbeschleunigung ausübte.

Es erhebt sich aber nun die Frage, warum das durch die Wärme bedingte Austrocknen dabei eine günstige Wirkung ausübt. Viele Forscher nehmen an, dass hierdurch Enzyme aktiviert werden.[1]

Um die Wärmewirkung auf die betreffenden Samen anschaulich zu machen, wurden einige Versuche angestellt, bei denen die Samen unter verschiedenen Temperaturen eingetrocknet und dann unter möglichst gleichen Umständen zur Keimung gebracht wurden.

Tabelle XXXIII.

26 Samen am Ende des grünreifen Stadiums nach dem Eintrocknen unter verschiedenen Temperaturen gekeimt:

getrocknet bei	Wasserabgabe in % des Frischgew.	Keimungsenergie nach Tagen				
		1	2	3	6	14
Kontrolle (bald)	—	0	1	0	0	0
22° C.	25,1	0	18	1	1	1
27° C.	50,0	22	4	—	—	—
37° C.	68,2	4	1	9	5	5

Die mächtigste Keimung findet in den bei 27°C. eingetrockneten Samen statt und nicht in denen bei 37°C. bei denen die stärkere Aktivierung der Enzyme zu erwarten wäre. Es sei hier besonders bemerkt, dass der bei 27°C. eingetrocknete Same gerade die zur Keimung günstigste Menge von Wasser hat, wie unten erwähnt werden wird. Aus obigen Versuchen lässt sich nicht sofort sicher feststellen, ob die Trockenwirkung dabei massgebend ist und der Wärmereiz eine untergeordnete Rolle spielt, jedoch sei es vermutet, dass die Menge des Wassergehalt eines eingetrockneten Samens für die Keimgeschwindigkeit eine grosse Rolle spielt.

Im Folgenden will ich mich daher noch weiter mit dieser Frage

1) Lüers, H., Studien über die Reifung der Cerealien. Bioch. Z., 1920, Bd. 104, S. 59. Über weitere Angaben s. S. 85.

beschäftigen. Samen in verschiedener Entwicklung wurden im Thermostat von 27°C. in verschieden langen Zeiträumen eingetrocknet, so dass man Samen mit verschiedenem Wassergehalt erhielt.

TABELLE XXXIV.

Die Samen in verschiedenen Entwicklungsstadien nach dem Eintrocknen gekeimt:

Reifestadium und Samenzahl	Frischgewicht in g	Gewicht nach Eintrocknen in g	Wasserabgabe in % d. Frischgew.	Keimungsenergie nach Tagen				
				1	2	3	4	5
100 Samen im Grünreifezustand	12,97	Kontrolle (bald)	—	0	1	9	2	0
	13,05	5,68	56,5	29	4	2	0	0
	13,07	5,11	60,8	3	29	8	3	0
	13,04	4,83	63,0	6	3	0	0	0
30 Samen am Ende des Grünreifestadiums	3,84	Kontrolle	—	0	1	6	0	0
	3,75	1,98	47,2	3	2	3	1	0
	3,74	1,89	49,5	8	15	4	2	0
	3,76	1,80	52,1	1	4	4	0	0
20 Samen im Gelbreifezustand	2,32	Kontrolle	—	0	4	1	0	3
	2,36	1,33	43,7	7	7	2	1	0
	2,34	1,27	45,7	4	9	7	0	0
20 Samen im Vollreifezustand	2,50	Kontrolle	—	0	6	4	0	0
	2,47	1,44	41,7	14	3	1	0	0
	2,50	1,32	41,5	3	9	6	1	0
	2,44	1,22	50,0	5	1	0	1	0

Obige Tabelle zeigt zwei wichtige Ergebnisse. Erstens, in jedem Reifestadium steigt die Keimenergie mit der Menge der Wasserabgabe und erreicht ihr Maximum, um dann wieder zu sinken, und schliesslich sind Keimenergie sowie Keimprozent bei starkem Eintrocknen überraschend herabgesetzt. Zweitens, die prozentuale Wasserabgabe für die günstigste Beschleunigung ist je nach dem Reifestadium verschieden. Sie ist je nach dem Reifegrad 56,5%, 49,5% und 41,7% der Reihe nach bei der Grünreife, am Ende der Grünreife und bei Vollreife.

Dieses Verhältnis noch weiter zu studieren, wurde ein anderer Versuch angestellt, bei dem die frisch geernteten Samen anstatt durch Wärme im Vakuumexsikkator getrocknet wurden.

Tabelle XXXV.

Trocken-Mittel	Frisch-gewicht in g	Gewicht nach Eintrocknen in g	Wasser-abgabe in % d. Fg.[1]	Keimungsenergie nach Tagen 1	2	3	4	5	6	7	8
A 30 Samen im Grünreifezustand											
bald	3,93	—	—	0	0	0	0	0	0	0	1
Vakuum	4,07	3,83	5,9	0	1	0	0	1	1	0	0
Vakuum	3,96	2,46	37,9	0	0	1	3	0	0	0	0
Wärme	4,02	3,04	24,4	6	9	0	0	0	0	1	0
Wärme	4,05	1,82	55,1	11	7	2	—	—	—	—	—
B 30 Samen im Vollreifezustand											
bald	4,49	—	—	0	7	3	2	1	3	0	3
Vakuum	4,56	3,83	16,0	2	14	5	1	1	1	0	1
Vakuum	4,47	2,95	34,0	2	14	7	2	0	1	0	0
Wärme	4,41	3,98	9,9	17	13	—	—	—	—	—	—
Wärme	4,50	3,58	20,4	28	2	—	—	—	—	—	—

Obwohl das Keimungsprozent getrockneter Samen auch hier steigt, so ist die Keimung doch auffallend verzögert, im Vergleich zu den mit Wärme behandelten Samen. Diese Erscheinung wird bei grünreifen Samen noch anschaulicher.

Um zu zeigen, dass die im Vakuum behandelten Samen sich anders als die durch Wärme getrockneten verhalten, wurden Samen im Vakuumexsikkator und durch Wärme fast bis auf gleichen Wassergehalt getrocknet und dann die Keimungsenergie miteinander verglichen.

Tabelle XXXVI.

Trocken-Mittel	Frisch-gewicht in g	Gewicht nach Eintrocknen in g	Wasser-abgabe in % d. Fg.	Keimungsenergie nach Tagen 1	2	3	4
A 26 Samen im Grünreifezustand							
bald	4,03	—	—	0	0	0	0
Wärme	4,09	1,37	67,5	1	1	3	0
Vakuum	4,17	1,41	66,2	0	0	0	0
Vakuum	4,09	2,27	44,5	0	4	0	0
B 26 Samen im Vollreifezustand							
bald	4,30	—	—	0	7	0	0
Wärme	4,34	2,04	53,0	4	15	11	—
Vakuum	4,38	2,05	53,2	1	16	5	0
Vakuum	4,44	1,95	56,1	0	5	2	2

Aus diesem Versuche ist ersichtlich, dass die Keimung der im Vakuum getrockneten Samen ungemein verzögert ist, während die der

1) Fg. = Frischgewicht.

mittels Wärme getrockneten beschleunigt ist. Hier sei bemerkt, dass sich der Unterschied vorzugsweise in der Keimungsgeschwindigkeit äussert und dabei auch die Menge der Wasserabgabe eine grosse Rolle spielt.

Im Folgenden sind einige wichtige Ergebnisse dieser Versuche zusammengefasst :

1. Nach dem Austrocknen vermögen die Samen im Grünreifestadium, die im frischen Zustande nur ein geringes Keimprozent aufweisen, zum grössten Teile auszukeimen.

2. Der Unterschied der beschleunigten Keimungsenergie wird durch das Trockenmittel und den Grad der Eintrocknung des Samens bewirkt.

3. Von vielen Trockenmitteln übt das Eintrocknen mittels Wärme die beste Wirkung auf die Keimbeschleunigung aus; höchstwahrscheinlich spielt aber die Enzymwirkung eine untergeordnete Rolle, mit anderen Worten: die Wärme spielt nicht nur als solche (Wärmereiz), sondern mehr noch als Trockenmittel eine grosse Rolle.

4. Die Menge der Wasserabgabe, welche die günstigste Beschleunigung der Keimung hervorruft, ist je nach dem Reifegrad des Samens verschieden. Übermässiges Eintrocknen wirkt aber stets nachteilig auf die Keimungsgeschwindigkeit.

6. Durch Eintrocknen mittels Vakuumexsikkators tritt eine auffallende Verzögerung der Keimung ein, jedoch gilt auch hier das zuletzt erwähnte Verhältnis.

C. Erörterung über die Ursache der Keimbeschleunigung durch Austrocknen.

Die oben erwähnte Erscheinung, dass frisch geerntete Samen einer Pflanze nicht sofort keimen, aber durch geeignete Behandlung zur Keimung angeregt werden können, ist längst bekannt. Diese vom physiologischem und biologischem Gesichtspunkt aus interessante Erscheinung ist aber vorzugsweise bei Getreidearten gefunden und nur wenig bei anderen Samen studiert worden. *Pharbitis*-Samen bietet, wie die oben angegebenen Versuche zeigen, dafür ein gutes Beispiel.

Es gibt viele Methoden zur Beschleunigung der Keimung solcher Samen ; unter anderem wurden Erhitzung, Verwundung, Austrocknen, Narkose, Verquellen und Luftverdünnung als Förderungsmittel angewendet.

Die Ursache dafür ist aber noch nicht genügend aufgeklärt. Es wäre möglich, dass sich Samen je nach ihrem Bau und ihrer Beschaffenheit gegen dieselben Förderungsmittel verschieden verhalten, wie z.B. die Verwundung der Samenschale des frisch geernteten *Pharbitis*-Samens im Gegenteil nachteilig auf die Keimung wirkt. Daher muss man mit den verschiedensten Samen dahingehende Versuche anstellen.

Da das Eintrocknen auf den *Pharbitis*-Samen eine auffallend beschleunigende Wirkung ausübt, so will ich mich im Folgenden vorzugsweise damit beschäftigen.

Schon im Jahre 1852 fand Duchartre,[1] dass die Milchreifesamen von Getreide durch Eintrocknen zur Keimung gebracht werden können. Dieselben Versuche wurden dann mit anderen Getreidekörnern angestellt. Unter anderem wollte Kiessling[2] die Ursache der Förderung nur in der Wärmewirkung sehen, Hiltner[3] und andere jedoch behaupteten, dass derselbe Erfolg auch durch Eintrocknen mittels Vakuum oder H_2SO_4 erzielt werde. Neuerdings hat Harrington[4] die fördernde Wirkung verschiedener Mittel auf Johansengras ausführlich untersucht und beiläufig bemerkt, dass die Wärme für die Wirkung des Eintrocknens eine grosse Rolle spiele. Diese Arbeiten wurden aber aus praktischen Gesichtspunkten angestellt, und die physiologische Bedeutung des Eintrocknens wurde nur vorübergehend berührt.

Von den vielen Ansichten über die Bedeutung des Eintrocknens will ich zunächst seine Wirkung auf den Embryo ins Auge fassen.

Der Embryo wurde aus frisch geernteten Samen im Vollreifestadium befreit, teils bei 30°C. getrocknet und die Keimungsenergie durch die Länge der sich streckenden Keimwurzel ermittelt.

1) Duchartre, P., Note sur la germination des céréales récoltés avant leur maturité. Compt. Rend. Acad. Sci. (Paris), 1852, t. 35, p. 940. Vgl. hierzu, Hatter, E., Über die Vorgänge bei der Nachreife von Weizen. Landw. Vers.-Stat., 1892, Bd. XL, S. 356 und Kondo, M., Über Nachreife und Keimung verschieden reifer Reiskörner. Ber. Ohara Inst. Landw. Forsch., 1918, Bd. I, S. 361.

2) Kiessling, L., Untersuchungen über die Keimreifung der Getreide. Landw. Jahrb. Bayern, 1911, S. 449.

3) Hiltner, L., Über die Bestimmung der Keimfähigkeit von frisch geernteten Getreidesamen. Mitt. Deut. Landw. Gesell., 1901, Jahrg. 16, S. 192.

4) Harrington, G. T., Forcing the germination of freshly harvested wheat and other cereals. Jour. of Agri. Res., 1923, Vol. XXIII, p. 79. Vgl. hierzu Lüers, l. c. S. 30.

Tabelle XXXVII.

Keimungsenergie der getrockneten Embryonen.

Stadium	Behandlung	Durchschn. Länge d. Keimwurzel (in mm) nach 24 Std. bei 25° C.
Gelbreife	bald	13,6
„	getrocknet	11,3
Vollreife	bald	14,9
„	getrocknet	13,2

Das Ergebnis zeigt, dass die Entwicklung des eingetrockneten Embryos verzögert wird. Das genügt aber noch nicht, daraus den Schluss zu ziehen, dass das Eintrocknen nachteilig auf den Embryo wirkt, weil durch Beseitigung der Samenschale und des Endosperms vielleicht die Umwandlung der für die Keimung nötigen Stoffe gestört wird. Daher wurde das Verhalten des Embryos beim Eintrocknen weiter untersucht.

Es ist fraglich, ob der Embryo durch Eintrocknen aktiviert wird. Zur Beantwortung der aufgeworfenen Frage habe ich die Menge der Katalase vor und nach dem Trocknen verglichen.

Die biologische Funktion der Katalase ist noch recht unklar, aber es wird von der Mehrzahl der Autoren angenommen, dass die Katalase in wichtigem Zusammenhang mit der Atmung steht.[1]

Im Folgenden wurde zunächst der Katalasegehalt des Samens in verschiedenen Entwicklungsstadien studiert.

Der Versuch wurde nach der Methode von Appleman[2] bei 18°C. durchgeführt, wobei je 2 Samen mit 5 ccm destilliertem Wasser unter

1) Czapek, l. c. 1922, Bd. III, S. 160.—Appleman, C. O., Relation of oxidase and catalase to respiration in plant. Americ. Jour. Bot., 1916, Vol. III, p. 223.—Derselbe, Respiration and catalase activity in sweet corn. Amer. Jour. Bot., 1918, Vol. V, p. 207.—Burge, W. E., Catalase content of luminous and non-luminous insects compared. Science, 1917, N. B. 46, p. 295.—Crocker, W. und Harrington, G. T., Catalase and oxidase content of seeds in relation to their dormancy, age, vitality, and respiration. Jour. Agric. Res., 1918, Vol. XV, p. 137.—Atwood. W. M., Physiological studies of effects of formaldehyde on wheat. Bot. Gaz., 1922, Vol. LXXIV, p. 233.

2) Appleman, l. c., 1916, p. 226. Vgl. hierzu Bunzel, H. H., A simplified and inexpensive oxidase apparatus. Jour. Biol. Chem., 1914, Vol. XVII, p. 409.

Zusatz von $CaCO_3$ extrahiert und die darin enthaltene Menge der Katalase mittels Manometer aus der sich entwickelnden O_2-Menge gemessen wurden.

Tabelle XXXVIII.

Menge des entwickelten Sauerstoffes aus je 2 Samen in verschiedenen Entwicklungsstadien.

Reifestadium	Sauerstoffmenge (ccm) nach Minuten						
	1	2	3	4	5	10	5 minuten aus 1 g
4,5 mm	3,4	5,1	6,3	7,3	8,1	10,1	12,3
Vorreife	5,9	8,6	10,6	12,0	13,0	15,9	13,0
Grünreife	7,5	11,0	13,1	15,0	16,6	21,4	—
Gelbreife	8,0	11,4	14,0	15,8	17,3	22,1	16,4
Vollreife	9,7	14,1	16,7	18,8	20,2	26,3	21,6

Aus obiger Tabelle geht hervor, dass die Katalasemenge in einem Samen mit der Reifung zunimmt und plötzlich Zunahme im Vollreifestadium eintritt, wie sich aus der relativen Menge (bezogen auf 1 g Frischgewicht) noch anschaulich ergibt. Dass Katalase zum grössten Teil im Embryo vorhanden ist, zeigt folgender Versuch, bei dem ein Same in Embryo und Samenschale mit Endosperm geteilt und der sich entwickelnde O_2 getrennt gemessen wurde.

Ein Beispiel eines Samens am Ende des Grünreifestadiums wird im Folgenden gegeben :

Tabelle XXXIX.

Gewebeteile	Sauerstoffmenge (ccm) nach Minuten				
	1	2	3	4	5
Embryo	6,2	9,0	11,1	12,5	13,7
Samenschale mit Endosperm	1,6	2,3	2,8	3,2	3,5

Danach kann man sagen, dass die Katalase vorzugsweise im Embryo vorkommt, so dass die Zunahme der Katalasemenge im reifenden Samen durch Embryo hervorgerufen wird.

Nun sei auf das Ergebnis der Versuche betreffs der Wirkung des Eintrocknens auf die Katalasemenge eingegangen.

Aus ein und derselben Frucht geerntete Samen wurden teils im Luftbad von 30°C. und teils an der Luft 3 Tage getrocknet und die Katalasemenge dann mittels des angegebenen Verfahrens gemessen.

Tabelle XL.

Menge des entwickelten Sauerstoffes in 5 Minuten nach dem Eintrocknen.

Stadium	Frisch	Trocken	Abnahme an O_2 im % zur Menge im frischen Zustand
4,5 mm	8,1	3,2	60,5
Vorreife	13,0	4,9	62,3
Gelbreife	17,3	14,1	18,5

Die damit erzielten Ergebnisse waren je nach dem Entwicklungsstadium des Samens und dem Grad des Eintrocknens verschieden, aber es lässt sich leicht erkennen, dass sich die Katalasemenge nach dem Eintrocknen immer deutlich verringert.

Unter der Voraussetzung, dass die erwähnte Annahme, wonach Atmung und Katalase in innigem Zusammenhange stehen, richtig ist,[1] und da, wie ich gefunden habe, der Katalase-Gehalt mit dem Eintrocknen abnimmt, möchte ich vermuten, dass der Embryo selbst durch Eintrocknen nicht zur Aktivierung angeregt wird, sondern mit der Wasserabgabe allmählich in einen Ruhezustand tritt, wenn sich auch die Keimfähigkeit des Samens dabei hebt.

Wegen der Beschleunigung der Keimfähigkeit nach der Ernte wird der angegebene Reifevorgang aber in die Nachreifeerscheinungen eingereiht, und im allgemeinen werden die beiden Reifevorgänge zusammen Nachreife[2] genannt. Aber sie sind sowohl von morphologischem als auch von physiologischem Gesichtspunkt aus zu unter-

1) Vgl. hierzu die bereits erwähnte (S. 68) Atmungsintensität nach Austrocknen.

2) Pfeffer, l. c. Bd. II, S. 616, Fussnote, und Vergl. z. B. Lüers, l. c. S. 64; Harrington, G. H. and Crocker, W., Structure, physical characteristics, and composition of the pericarp and integument of Johnson grass seed in relation to its physiology. Jour. Agri. Res., 1923, Vol. XXIII, p. 193, und viele anderen Angaben, besonders über Getreidekörner.

scheiden. Wie einige Forscher behaupten,[1] versteht man unter dem Ausdruck „ Nachreife " das Verhalten abgelöster Samen, deren Embryo derzeit noch nicht fertig ausgebildet ist. Im Gegensatz dazu besitzen die Samen von *Pharbitis* wie die Getreide einen schon entwickelten Embryo, obwohl sie im frischen Zustand geringe Keimfähigkeit zeigen, die durch Eintrocknen beschleunigt wird.

Es scheint verwunderlich, dass man ohne Rücksicht auf diese Tatsache diese verschiedenen Reifevorgänge nur nach ihrer biologischen Ähnlichkeit inbezug auf Keimfähigkeit zusammenfasst, die Entwicklungsstadien aber ausser Acht lässt.

Dass die Katalaseaktivität bei der Nachreife gesteigert wird, ist zuerst von APPLEMAN[2] bei der Kartoffel gefunden worden, und das gleiche wurde dann beim Nachreifevorgang von Samen gefunden. Unter anderem hat SHERMAN[3] bei *Crataegus*samen gezeigt, dass die Katalase fast parallel mit dem Nachreifevorgang steigt. Die Katalaseaktivität bei einem frisch geernteten, ausgebildeten Samen verhält sich nach der Ernte ganz anders.

Nach meiner Ansicht sind die beiden Reifevorgänge durch diese Katalaseaktivität leicht voneinander zu unterscheiden. Während sie bei dem Nachreifevorgang eines unreifen Samens steigt, nimmt sie bei dem Reifevorgang eines frisch geernteten Samens ab.[4] Berücksichtigt man daher das Verhalten der Katalase nach der Ernte, so lassen sich beide Reifevorgänge begreifen.

Bemerkt sei hier, dass der zur Keimung einer gewissen Ruheperiode bedürfende Same sich nach der Ernte ganz ähnlich wie der frisch

1) ECKERSON, S., A physiological und chemical study of after-ripening. Bot. Gaz., 1913, Vol. LV, p. 286.—ATWOOD, W. M., A physiological study of the germination of *Avena fatua*. Bot. Gaz., 1914, Vol. LVII, p. 386. Vgl. hierzu CROCKER, W., Mechanismus of dormancy. Ameri. Jour. Bot., 1916, Vol. III, p. 99, MOLISCH, H., Pflanzenphysiologie. Jena, 1922, 5 Aufl., S. 295, BENECKE W. und JOST, L., Pflanzenphysiologie. Jena, 1923, 4 Aufl., S. 130.

2) APPLEMAN. C. O., Relation of catalase and oxidase to respiration in plants. Md. Agric. Exper. Sta., 1915, Bull. 191, p. 1.

3) SHERMAN, H., Respiration of dormant seeds. Bot. Gaz., 1921, Vol. LXII, p. 1. Vgl. hierzu JONES, 1. c. p. 149, und ROSE, R. C., After-ripening and germination of seeds of *Tilia, Sambucus* and *Rubus*. Bot. Gaz., 1919, Vol. LXVIII, p. 281.

4) Es sei hervorzuheben, dass die Katalaseaktivität bei *Amaranthus*-Samen (SHERMAN, 1921, 1. c. p. 27, und CROCKER und HARRINGTON, 1918, 1. c. p. 171), die einer Ruheperiode nicht bedürfen, eine Steigerung der Katalase nicht erkennen lässt. Vgl. hierzu besonders die letzt erwähnte Arbeit.

geerntete Same verhält. Neuerdings hat SHULL[1] über den Reifevorgang von *Xanthium*samen, die eine auffallende Ruheperiode nach der Ernte zeigen, eingehende Untersuchungen angestellt und u. a. gezeigt, dass sich die Katalase während der Ruheperiode[2] bis zum Eintritt der Keimung allmählich verringert gemäss der Herabsetzung der Keimenergie. Hier gehen die Katalaseaktivität und Keimfähigkeit Hand in Hand vor sich. Bei dem Reifevorgang des frisch geernteten Samens verhält sich die Sache aber nicht so, da sich die Katalasemenge verringert, die Keimfähigkeit aber hebt, und scheint deshalb im Widerspruch zu der eben erwähnten Ansicht zu stehen. Dieser Widerspruch erklärt sich meiner Meinung nach am besten durch die Annahme, dass die Keimförderung durch die ausserhalb des Embryos, d. h. durch die Veränderung der Samenhaut vor sich gehende Austrocknungswirkung veranlasst wird, indem der Embryo selbst dabei nicht angeregt ist, wie es sich an der Katalasemenge zeigen lässt.

Nun wollen wir die Veränderung der Samenhaut nach dem Eintrocknen ins Auge fassen.

Über die Reifevorgänge der frisch geernteten Samen (s. g. Nachreife) gibt es viele Untersuchungen und die Annahme, dass die Samenhaut durch Eintrocknen für Sauerstoffeintritt durchlässig wird, wurde von vielen Forschern ausgesprochen.[3]

Von vielen Arbeiten, die anlässlich der Besprechung der Nachreife eines Samens auf das Verhalten des Sauerstoffes hingewiesen haben, seien hier nur die von ATWOOD[4] hervorgehoben. Er vertritt die Ansicht, dass die Unfähigkeit der Keimung frisch geernteten Samens nur auf O_2-Mangel zurückzuführen ist und die Keimfördernde Wirkung des Eintrocknens mit dem O_2-Eintritt in engster Beziehung steht und die Keimung nur dadurch hervorgerufen wird. Es ist aber eine andere Frage ob das O_2-Bedürfnis des Embryos durch Eintrocknen vermindert wird oder ob die Durchlässigkeit der Samenhaut für O_2 zunimmt. Zunächst habe ich die Durchlässigkeit der Schale mit der erwähnten Vakuum-Methode nach dem Eintrocknen geprüft. Es liess sich aber keine merkliche Zunahme der Durchlässigkeit nach dem Eintrocknen erkennen. Dann wurden die von Samenschale befreiten, getrockneten

1) SHULL, C.H. and DAVIS, W.B., Delayed germination and catalase activity in *Xanthium*. Bot. Gaz., 1923, Vol. LXXV, p. 268.

2) Es ist nicht die Periode der Nachreife, SHULL, l. c. p. 280.

3) Vgl. hierzu HARRINGTON, 1923, l. c. p. 80 und 95.

4) ATWOOD, l. c. p. 410. Vgl. hierzu auch die Arbeiten von CROCKER, SHULL, HARRINGTON, l. c.

Embryonen unter vermindertem Luftdruck[1] zur Keimung gebracht, zeigen sie aber keine Steigerung der Keimungsenergie.

Nach meiner Beobachtung hat das Eintrocknen weder eine fördernde Wirkung auf das Wachstum des Embryos noch auf die Durchlässigkeit der Samenhaut. Deshalb will ich nun den mechanischen Widerstand der Samenhaut und die dabei vor sich gehende chemische Umwandlung der Stoffe ins Auge fassen.

Bei der Untersuchung über Nachreife von einem Samen hat Crocker[2] vermutet, dass sich die kolloidale Eigenschaft der Samenhaut durch Eintrocknen verändert und infolgedessen der Widerstand gegen die Entwicklung der Keimwurzel vermindert wird.

Höchstwahrscheinlich wird die Samenhaut infolge der hysteretischen Veränderung der kolloidalen Eigenschaften nach dem Eintrocknen, insbesondere um das Nabelende, bei der Quellung zerreissbar[3] und damit übt das Eintrocknen einen für die Keimung vorteilhaften Einfluss aus.

Wir haben gesagt, dass die grösste Keimungsfähigkeit jedes *Pharbitis*-Samens nach einer bestimmten Wasserabgabe eintritt, und zwar ist der absolute Wassergehalt eines Samens im Zustande der grössten Keimungsfähigkeit bei den verschiedenen Reifestadien fast gleich, wie sich aus der Tabelle XXXIV auf S. 82 ausrechnen lässt.

Tabelle XLI.

Reifestadium	Frischgewicht 100 Samen in g	Wassergehalt derselb. in g	Gew. d. getrockn. Samen in grösster Keimfähigkeit in g	Menge des abgegeben. Wassers in g	Wassergehalt d. getrockn. Samen in g
Grünreife	13,05	9,35	5,68	7,37	*1,98*
Gelbreife	12,47	8,40	6,03	6,39	*2,01*
Vollreife	12,35	7,10	7,20	4,55	*1,95*

Nun ist die Wasserabgabe des Samens beim Eintrocknen zum grössten Teil auf die Samenhaut, besonders das Endospermgewebe zurückzuführen. Danach lässt sich sagen, dass die Samenhaut und das

1) Becker (Über die Keimung verschiedenartiger Früchte und Samen bei derselben Spezies. Beih. z. bot. Zent., 1913, Bd. XXIX, S. 21.) bestätigt, dass verdünnter O_2 bei der Keimung gleiche Wirkung ausübt, ob er ausgepumpt oder mit H_2 gemischt wird.

2) Crocker, 1916, l. c. p. 108 und 116.

3) Vgl. hierzu S. 117.

Endosperm in dem in Rede stehenden Zustande ungeachtet des Reifestadiums fast gleichen Wassergehalt zeigen. Daraus kann man vermuten, dass die Elastizität, die bei gleichem Wassergehalt fast gleich sein muss, hier fast gleich ist; die Samenhaut bietet in diesem Zustande den geringsten Widerstand gegen sich entwickelnde Keimwurzel. Mit anderen Worten die Zerreissbarkeit der Samenhaut um das Hilum kann bei dem angegebenen Wassergehalt der höchste sein, und damit werden die Samen nach dem Eintrocknen keimfähig.[1]

Ich behaupte daher, dass die mässige Veränderung der kolloidalen Samenhaut durch Eintrocknen die Hauptursache für die Keimungsförderung ist.

Zusammen mit dem verringerten Widerstand der Samenhaut durch Eintrocknen darf man die Ausdehnungskraft des Endospermgewebes bei Wasseraufnahme nicht ausseracht lassen, da sie sich nur nach Eintrocknen geltend machen kann.

Beim Eintrocknen des Samens muss man noch eine wichtige Tatsache beachten. Das durch Analyse erzielte Ergebnis (S. 60) zeigt, dass beim Eintrocknen eine merkliche chemische Umwandlung[2] in den *Pharbitis*-Samen vor sich geht und der Embryo dadurch mit Reservefetten stark erfüllt wird. Aus dieser Tatsache lässt sich sicher feststellen, dass der Embryo selbst beim Eintrocknen mit kompliziert zusammengesetzten Reservestoffen[3] beladen wird. Wenn der Samen daher zur Keimung aktiviert wird, dann muss die Entwicklungskraft des Embryos stärker sein, als sie im frischen Zustande war, und er kann durch die jetzt weniger widerstandsfähig gewordene Samenhaut leicht den Weg ins Freie finden.

1) Über die Keimungsvorgänge s. S. 116–119.

2) Wie erwähnt, bin ich leider bei der Untersuchung über die chemischen Vorgänge der reifenden Samen auf die N-haltigen Stoffe nicht eingegangen, aber muss eine auffallende Veränderung dieser Stoffe dabei auch stattfinden, wie z. B. Lüers (l. c. S. 58) mitteilt, dass die Abnahme des Gehalts an Säure und formoltitrierbaren Körper (Aminostickstoff) bei der Trocknung der Getreidekörner stattfindet. Und der Effekt der Trocknung ist in der Tat zum Teil in einer Reizwirkung der Wärme, verbunden mit einer Beeinflussung der Reaktionskinetik zu suchen, wie der letzterwähnte Forscher vermutet. Vgl. hierzu die Ergebnisse des diesbezüglichen Versuchs (S. 84).

3) Aus der grossen Mehrzahl der angeführten Beobachtungen der Forscher geht hervor, dass bei der Reifung ein allgemeiner Aufbau und eine fortschreitende Kondensation einfacher Körperklassen zu komplizierter zusammengesetzten stattfindet. Dasselbe geschiet auch bei der Trocknung des frisch geernteten Samens.

Nun seien die Ergebnisse der Versuche im Folgenden zusammengefasst:

1. Um zu sehen, ob der Embryo durch Eintrocknen aktiviert wird, habe ich zunächst die Katalasemenge vor und nach dem Trocknen gemessen.
2. Die Katalasemenge verringert sich nach dem Eintrocknen deutlich; daraus möchte ich vermuten, dass der Embryo selbst durch Eintrocknen nicht zur Aktivierung angeregt wird.
3. Nach meiner Ansicht sind der Nachreifevorgang eines Samens, dessen Embryo noch nicht fertig ist und der Reifevorgang des frisch geernteten Samens, dessen Embryo schon fast oder ganz ausgebildet ist, zu unterscheiden. Während die Katalasemenge im ersteren steigt, nimmt sie im letzteren ab.

Als wichtigste Ergebnisse des Austrocknens bei beschleunigter Keimung möchte ich folgende hervorheben:

1. Die Zunahme der Entwicklungskraft des Embryos durch Reservestoffumwandlung.
2. Gesteigerte Ausdehnungskraft durch Wasseraufnahme des eingetrockneten Endosperms.
3. Leichtere Zerreissbarkeit der getrockneten Samenhaut.

Ich glaube, dass die leichtere Zerreissbarkeit der Samenhaut für die Keimung ausschlaggebend ist.

IV. Kultur unreifer Embryonen ausserhalb des Samens.

A. Eine gute Nährlösung für Embryokultur.

Es gibt viele Untersuchungen, welche entweder der Abhängigkeit der Embryonen von den in den Samen aufgespeicherten Reservestoffen oder der künstlichen Ernährung von bereits reifen Embryonen gelten.[1]

Hinsichtlich der Untersuchungen über die Kultur unreifer Embryonen ist aber wenig bekannt. Es gelang Hannig,[2] die Embryonen

1) Van Tieghem, Recherches physiologiques sur la germination. Ann. d. sci. nat., Botanique, sér. V, T. XVII, p. 205.—Stingl, G., Experimentelle Studie über die Ernährung von pflanzlichen Embryonen. Flora, 1907, Bd. 97, S. 208, und dort weitere Literatur.

2) Hannig, E., Zur Physiologie pflanzlicher Embryonen. I. Über die Kultur von *Cruciferen*-Embryonen ausserhalb des Embryosackes. Bot. Ztg., 1904, Bd. LXII, S. 45.

aus unreifen *Cruciferen*-Samen mit gutem Erfolge in Nährlösungen zum Wachstum und zur Entwicklung zu bringen.

In den obigen Untersuchungen haben wir festgestellt, dass die Embryonen von *Pharbitis*-Samen nur dann imstande sind, sich selbst ausserhalb des Samens zu entwickeln, wenn sie eine bestimmte Grösse, d. h. das Vorreifestadium erreicht haben (S. 71).

Nun wollen wir uns mit der Frage beschäftigen, ob man noch jüngere, unreife Embryonen, welche in destilliertem Wasser nicht keimfähig sind, auf irgendeiner Weise künstlich zur weiteren Entwicklung bringen kann. Damit stehen manche wichtige physiologische Fragen im Zusammenhang, aber hier will ich nur auf jene Punkte eingehen, die sich auf die Reifefrage der *Pharbitis*-Samen beziehen. Weitere Untersuchungen darüber sollen an einem andern Orte veröffentlicht werden.

(I.) *Methode.*

Die Embryonen von *Pharbitis*-Samen liegen, wie bereits erwähnt worden ist, bei jugendlichen Stadien in der mit wässeriger Flüssigkeit erfüllten Embryonalhöhle, und diese Flüssigkeit verwandelt sich bei dem Grünreifestadium in eine dünne Lage von gallertartigem Endosperm, und daher lassen sie sich immer leicht frei präparieren. *Pharbitis*-Samen bieten auch grosse Vorteile für Kulturversuche, weil sie mit festem kutinisierten Perikarp umhüllt sind und daher leicht sterilisiert werden können.

Hannig hat in seiner vortrefflichen Arbeit gezeigt, dass unreife Embryonen einiger Pflanzen sich in Nährlösung weiter entwickeln können. Doch ist es meiner Meinung nach, wenn man über den Wert der Nährlösung sich ein Urteil bilden soll, durchaus notwendig, von gleichen Entwicklungsstadien auszugehen, eine Vorsicht, die Hannig unbeachtet liess.

Um genauere Vergleich des Entwicklungsvorganges von irgend einem Embryo in mannigfaltigen Lösungen anzustellen, muss man von Anfang mit möglichst gleicher Entwicklungskraft ausgestattete Embryonen auswählen. Für diesen Zweck ist es das Beste, die Samen von demselben Satze, bei dem nur ein einziger Same jeder Frucht entnommen war, zum Versuche auswählen, da die Samen in einer Frucht, wie schon eingehend erwähnt wurde, fast im gleichen Entwicklungszustande sich befinden. Ein solcher derselben Satze diente je einem vergleichenden Versuch.

Der Kulturversuch wurde zuerst nach der von Hannig ausgeführten

Methode mit nicht sterilisierten Lösungen angestellt und die Kulturlösung in den Reagenzgläsern jeden Tag erneuert; bei diesem Verfahren gelangte ich aber zu keinen befriedigenden Ergebnissen, da stets Mikroorganismen störend eingriffen. Weitere Versuche mit sterilisierten Lösungen zeigten aber, dass der Embryo ohne Erneuerung der Lösung für kurze Zeit wohl gedeihen kann. Trotzdem befriedigte mich das erzielte Resultat nicht, da das Chlorophyll verblasste und die Entwicklung des Embryos keine gute war. Der Grund dafür dürfte in der mangelhaften Sauerstoffzufuhr gelegen sein, und daher versuchte ich die Embryonen auf mit Nährlösung getränktem Wattestreifen zu kultivieren. Dieses Verfahren hatte aber wieder den Nachteil, dass der Embryo nicht von allen Seiten mit Nährlösung gleichmässig versorgt wurde.

Ich gelangte jedoch schliesslich zu der folgenden Methode, die sich bei meinen Versuchen vortrefflich bewährte. Zur Durchführung der Kultur bediente ich mich eines kleinen Filtrierpapiertrichters (Fig. 20), der sich bequem in das Reagenzglas einführen liess und unten an der Spitze eine kleine Öffnung hatte zu dem Zwecke, den Dampf bei der Sterilisierung entweichen zu lassen. Das Reagenzglas wurde nach Beschickung durch den Papiertrichter zu einem Fünftel mit Nährlösung gefüllt, so dass die Spitze des Trichters die Nährlösung gerade berührte und aufsaugen konnte. Sodann wurde das Reagenzglas mit einem Wattepfropf verschlossen und sterilisiert. Diese Methode hat den Vorteil, dass der Embryo auf dem unteren Teil des Trichters liegt und mit Sauerstoff und der Nährlösung stets in Berührung bleibt.

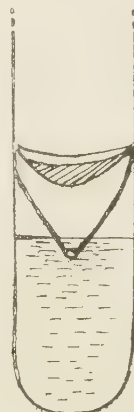


Fig. 20. Filtrierpapiertrichter im Reagenzglas.

(II.) *Vorläufiger Kulturversuch mit unreifen Embryonen.*

Von den aus einer und derselben Frucht mit Vorsicht steril frei präparierten Embryonen wurde je einer in das auf die angegebenen Weise vorbereiteten Reagenzglas hineingebracht und im Thermostat bei 27°C. im Finstern kuliviert.

Das Wachstum des Embryos in dem Reagenzglas wurde von aussen von Zeit zu Zeit gemessen. Solche Messungen können keinerlei Anspruch auf absolute Genauigkeit machen, doch sind sie genügend, um die Wachstumsgeschwindigkeit der Embryonen in verschiedenen

Nährlösungen zu vergleichen. Als Kriterium des Wachstums wurde die Länge des Kotyledons und Hypokotyls beobachtet. Obwohl das Wachstum beider nicht immer harmonisch verlief, so war doch aus den gewonnenen Zahlen ein Schluss auf das Gesamt-Wachstum erlaubt.

Die folgende Tabelle gibt einen Überblick über meine diesbezüglichen Versuche.

Tabelle XLII.

Wachstum der Embryonen in Knopscher Nährlösung.

Konzentr. d. Lösung in % / Anfangsgrösse d. Embryos in mm	0,5		0,25		0,1		0,05		0,025	
8	9,5	„	9,5	10,0	10,0	„	9,5	10,0	9,0	10,0
7	×	×	7,5	„	7,5	8.0	×	8,0	7,5	8,0
4,5	×	×	×	×	×	×	×	5,0	×	5,5
2	×	×	×	×	×	×	×	×	×	×
Tage nach der Kultur	3	6	3	6	3	6	3	6	3	6

× nicht entwickelt. „ nicht weiter entwickelt.

Wie sich aus vorstehender Übersicht ergibt, wurden zuerst alle Versuche mit Knopscher Nährlösung in verschiedenen Konzentrationen gemacht. Das Ergebnis war aber in allen Fällen ungefähr gleich, die Keimblätter wurden allmählich durchscheinend blassgrün und gingen endlich zugrunde. Die etwas älteren, aber noch jungen zeigten keine Verblassung ihres Chlorophyllgehaltes und liessen eine geringe Vergrösserung in verdünnter Lösung erkennen, während die älteren sich sogar in konzentrierter Lösung gut entwickelten. Meine Versuche haben also ergeben, dass einige Embryonen auch in reiner Knopscher Nährlösung ohne organische Substanzen wachsen. Dies steht im Widerspruch mit dem Ergebnis von Hannig mit *Cruciferen*-Samen, denn er fand zwar eine rasche Verlängerung mit einer darauf folgenden allmählichen Verkürzung, aber diese führt er auf Änderung der Turgeszenz zurück. Die von mir beobachtete Verlängerung ist aber eine bleibende und immerhin so bedeutende, dass man sie besser durch Wachstum erklären kann auf Grund der von den Embryonen bereits aufgespeicherten Reservestoffe. Je grösser der Embryo war, desto grösser war das Wachstum, und dies zusammen mit der Tatsache, dass die Verlängerung erhalten bleibt, spricht jedenfalls für die Annahme,

dass die aufgespeicherten Reservestoffe hier das Wachstum vermitteln. Wenn Embryonen, wie ich gefunden habe, in Knopscher Nährlösung wachsen, aber nicht in destilliertem Wasser, so darf nicht überraschen, da zum Wachstum Mineralsalze unbedingt notwendig sind. Auch liegt die Möglichkeit vor, dass Mineralsalze, abgesehen von ihrem Ernährungswert stimulierend auf die Entwicklung wirken können. Es ist bereits bekannt, dass die Knopsche Nährlösung auch die Keimung von Lichtsamen in Dunkeln anregen kann.[1]

Ausser den mit rein mineralischen Lösungen ausgeführten Versuchen wurden auch solche mit organischen Substanzen gemacht. Die Lösungen enthielten Trauben- oder Rohrzucker von verschiedenem Gehalt, vermischt mit Knopscher Nährlösung von 0,1%. Die Resultate sind in den folgenden Tabellen zusammengestellt, und ich muss bemerken, dass ich, da alle Versuche ähnliche Ergebnisse gezeitigt haben, hier nur einige hervorhebe.

Tabelle XLIII.

Konz. d. Traubenzuckerlös. in % / Anfangsgrösse d. Emrbyos in mm	10		5		2,5		0,5		0,1		0,25		0,025	
8	9,5	10,0	9,5	10,0	9,5	10,5	11,0	12,0	9,5	verschimmelt	—	—	—	—
5	×	×	×	×	6,0	„	6,5	„	6,0	6,5	—	—	—	—
4	×	×	×	×	4,5	„	4,5	„	4,5	5,0	—	—	—	—
6,5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	9,0	„	7,0	„
5	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	7,0	„	6,0	„
4	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	4,5	5,0	5.5	6,0
Tage nach d. Kultur	4	7	4	7	4	7	4	7	4	7	4	7	4	7

Obwohl die Embryonen nach der Verschiedenheit ihrer Entwicklungsstadien sich ganz verschieden verhalten, kann man doch im allgemeinen feststellen, dass die Nährlösung von 0,1–2,5%igem Traubenzuckergehalt, besonders die von 0,5%igem, für die Keimkultur gute Dienste leistet. Es sei gleich bemerkt, dass das Wachstum nach der Anfangsgrösse des Embryos ungleich war: grössere Embryonen

1) Lehmann, E., Zur Keimungsphysiologie und Biologie von *Ranunculus sceleratus* L. und einigen anderen Samen. Ber. d.d. bot. Ges., 1909, Bd. XXVII, S. 476.

machen eine gute Entwicklung in der Lösung von 0,5%igem Zuckergehalt durch, kleinere (unter 4 mm) gleichfalls, aber in verdünnter Lösung, und zwar sogar in 0,025%iger Traubenzuckerlösung.

Von geringeren Konzentrationen der Zuckerlösungen ist abzusehen, da in 10%iger Traubenzuckerlösung ungefähr alle grünen Embryonen nach einigen Tagen zuerst verblassen und dann allmählich weissgelb werden. Andere Embryonen können aber nichtsdestoweniger noch darin ein merkliches Wachstum zeigen. Man kann daher annehmen, dass eine solche Konzentration noch unterhalb der Grenze des möglichen Wachstums liegt.

Nun folgen die Versuche mit Rohrzucker. Das Verhalten der Embryonen in Nährlösungen von Rohrzucker ergibt sich aus nachstehender Tabelle.

Tabelle XLIV.

Konz. der Rohrzuckerlös. in % / Anfangsgrösse des Embryos in mm	15		10		5		1	
7,5	×	×	8,5	9,0	9,0	10,0	8,5	9,0
6,0	×	×	6,5	„	7,0	9,0	7,5	9,5
4,5	×	×	6,0	„	6,5	7,5	6,0	7,0
3,5	×	×	4,5	„	5,0	6,0	4,5	5,5
Tage nach der Kultur	4	7	4	7	4	7	4	7

Wie leicht ersichtlich, verhalten sich alle Embryonen in Rohrzuckerlösungen ähnlich wie in Traubenzuckerlösungen; die Vergrösserung der Embryonen findet auch in verdünnter Lösung statt, deren Konzentration ist aber viel höher als die der entsprechenden Traubenzuckerlösung. In der Lösung von 1%–5% Rohrzucker zeigen die Embryonen merkliches Wachstum, und sogar in 10%iger zeigen sie eine mässige Vergrösserung, doch in 15%iger tritt, wie in den früheren Versuchen mit 10%iger Traubenzuckerlösung, Bleichwerden der Kotyledonen ein, wobei einige Embryonen noch ein geringes Wachstum zeigen können. Diese beiden und ähnliche Versuche lassen es als möglich erscheinen, dass die Wirkungsverschiedenheit von den beiden Zuckerarten hauptsächlich durch ihre osmotischen Eigenschaften bedingt ist. Vergleichen wir die entsprechenden Konzentration der beiden Lösungen, so haben wir einerseits als die obere Grenze der

optimalen Konzentration 2,5 % und 5 % und andererseits als die zur Verblassung der Kotyledonen führende Konzentration 10 % und 15 % gefunden. Nun entspricht eine 5%ige Rohrzuckerlösung im osmotischen Wert einer 2,72%igen Traubenzuckerlösung. Es wäre also möglich, dass die osmotisch gleichwertige Lösung beider dieselbe physiologische Wirkung auf das Wachstum der Embryonen ausübt.

Die obigen vorläufigen Versuche haben ergeben, dass unreife jüngere Embryonen von *Pharbitis*-Samen unter günstigen Umständen in künstlicher Nährlösung ausserhalb des Samens gezüchtet werden können.

Im Folgenden will ich mich ausführlicher mit der Kultur von Embryonen von verschiedenen Entwicklungsstadien in verschiedenen Nährlösungen beschäftigen.

(III.) *Kultur von unreifen Embryonen in mannigfach variierten Nährlösungen.*

Es ist zunächst festzustellen, was für Nährstoffe zu der Kultur von unreifen Embryonen verwendbar sind, und dafür finden sich auch schon einige Anhaltspunkte in der Literatur.

In Bezug auf die C-Quelle wissen wir, dass Rohrzucker und Traubenzucker, besonders der erstere für die unreifen Embryonen und die abgetrennten Organe die besten Nährstoffe abgeben.[1]

Bezüglich der N-Quelle ist die Frage nicht so einfach, weil es viele Eiweissabbauprodukte gibt, die als Nährstoff bei verschiedenen Organismen sich ganz verschieden verhalten können. Für Mikroorganismen ist Pepton ein günstiger Nährstoff und nach HANNIG auch für unreife Embryonen. Asparagin wird auch als N-Quelle leicht von Bakterien und Pilzen verarbeitet, und es ist allbekannt, dass Asparagin bei unreifen Samen eine wichtige Rolle spielt.[2] Daher benutzte ich in den folgenden Versuchen hauptsächlich Rohrzucker als C-Quelle und Pepton und Asparagin als N-Quelle.

Es sei nochmals besonders hervorgehoben, dass bei diesen Versuchen, wie auch schon früher, ein möglichst gleiches Entwicklungsstadium berücksichtigt wurde, mit anderen Worten: dass ich von

1) BROWN, I. und MORRIS, H. (l. c. S. 458) haben gezeigt, dass isolierte Gerstenembryonen auf Zuckergelatine, besonders die von Rohrzucker wachsen.—LÉFEVRE (Compt. Rend., 1909, Bd. 148, p. 1533) fand dasselbe bei Versuchen mit Pinienkeimlingen und ROBBINS (Bot. Gaz., 1922, Vol. LXXIII, p. 389) in neuester Zeit für die künstliche Ernährung von isolierten Organen. Weitere Angaben s. auch CZAPEK, l. c. Bd. I, S. 449.

2) CZAPEK, l. c. Bd. II, S. 274.

möglichst gleichen Entwicklungsstadien der Embryonen ausging und nur solche in Vergleich stellte.

Im ganzen wurde mit 24 verschiedenen Nährlösungen (s. S. 109, cf. Tab. XLVII) experimentiert. Das Kulturverfahren war, so wie es bereits früher angegeben wurde (S. 95), im Thermostat von 27°C. angestellt. Da die unreifen Samen stets aus ein und derselben Frucht entnommen wurden, so erhielt man stets für Versuchsreihe einen Satz[1] von möglichst gleich entwickIten Embryonen. In dieser Weise wurden vergleichende Versuche unter günstigen Umständen mit 36 Sätzen angestellt, von denen jeder Versuch meistens mit vier bis sechs Kulturgefässen bzw. Embryonen angestellt wurde. In einigen Fällen wurden Sätze von verschiedenem Alter in ganz derselben Versuchsreihe kultiviert, um die Entwicklungsverschiedenheit wegen der Anfangsgrösse der Embryonen auch hier zu zeigen. Der Entwicklungsvorgang der Embryonen wurde in allen Fällen in jedem Satze nach einer gewissen Zeit beobachtet.

Um das Verhalten der unreifen Embryonen von verschiedener Grösse in variierten Nährlösungen übersichtlich zu zeigen, werden die Gesamtergebnisse aus der Tabelle XLVII (S. 110–112) im Folgenden zusammengestellt.

1. *Anorganische Nährlösung mit Ammoniaksalz.*

Aus meinen früheren Versuchen ging hervor, dass geringes Wachstum in Knopscher Lösung, welche Nitrate als N-Quelle enthält, stattfindet. Um die Wirkung von anderen N-Verbindungen auf die Embryokultur zu untersuchen, wurden auch noch Ammoniaksalze der Knopschen Nährlösung beigefügt.

Lfde. Nr. d. Versuchs: I(2), II(4), III(6), IV(8), V(5), VI(3,5),[2] VII(6,5), VIII(Vorr.).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 1, 2, 3.

Die Tabelle (S. 110) zeigt, dass fast alle Embryonen ohne beträchtliches Wachstum nach Chlorophyllverblassung zugrunde gehen.

Die Lösung mit NH_4Cl erweist sich als etwas günstiger als die mit NH_4NO_3. In der citronensaures Ammonium enthaltenden Lösung verblassten die Embryonen sofort. Aus diesen Versuchen scheint mir auch hervorzugehen, dass sowohl anorganische als auch organische Ammoniaksalze als N-Quelle nicht besonders günstig wirken.

---

1) Vgl. über den Satz S. 14. und 94.
2) Die Zahlen in Klammern bedeuten die Anfangsembryogrösse in mm.

2. *Nährlösung mit organischen Nährstoffen.*

Hier wurde der Embryo in organischen Nährlösungen kultiviert, welche eine kleine Menge von Asparagin, Pepton und Zucker enthalten.

Lfde. Nr. d. Versuchs:	I(2), II(4), III(6), IV(8), V(5), VI(3,5), VII(6,5).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung:	1, 2, 3, 5.

Der in Knopscher Nährlösung nicht oder nur ein wenig wachsende Embryo entwickelt sich aber in jeder der angegebenen organischen Nährlösungen. Doch gelang es mir nicht, einen Embryo, dessen Kotyledonen kleiner als 2 mm waren, selbst in der günstigsten Nährlösung künstlich zu kultivieren. Es muss der Embryo eine gewisse Grösse erreicht haben, wenn er in den angegebenen Nährlösungen sich weiter vergrössern soll.

3. *Vergleichende Versuche mit Embryonen in rein organischer und in organisch-anorganischer Nährstofflösung.*

Es ist bekannt, dass einige Mineralsalze nicht nur für Erziehung der autotrophen, sondern auch der heterotrophen Pflanzen notwendig sind. Um zu sehen, wie sich in dieser Beziehung unreife Embryonen verhalten, wurden sie in organischer Nährlösung und auch in ihr unter Zusatz von Mineralsalzen kultiviert und miteinander verglichen.

Lfde. Nr. d. Versuchs:	II(4), III(6), IV(8), V(5), VI(3,5), VII(6,5), IX(Vorr.), X(6).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung:	4 und 5.

Mit Ausnahme der älteren Embryonen, welche bereits grosse Mengen von Reservestoffen aufgespeichert hatten, entwickeln sich die Embryonen in den Lösungen mit beigefügten Mineralsalzen gut, wenn sie auch zuweilen anfangs im Wachstum zurückbleiben. Daher kann man sicher sagen, dass eine Mineralsalze enthaltende organische Nährlösung für Keimkulturen günstiger ist, besonders wenn die Kultur längere Zeit fortgesetzt wird.

Auf Grund dieser Erfahrungen über die günstige Züchtung des unreifen Embryos wurden jeder folgenden organischen Nährlösung so viel Mineralsalze der Knopschen Nährlösung beigefügt, dass ihr anorganischer Salzgehalt 0,1% betrug.

4. *Versuche mit Rohrzuckerlösung.*

Um die optimale Konzentration von Rohrzucker ausfindig zu machen, wurden Versuche mit verschiedenen Zucker-Konzentrationen gemacht.

Lfde. Nr. d. Versuchs: XXI(3,5), XXX(8), XXXI(5,5).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 14–17.

Das Ergebnis dieser Versuche stimmt darin überein, dass eine 1%-ige Rohrzukerlösung für die Embryonen von verschiedenen Entwicklungsstadien die günstigste ist und die 5%ige sich noch bewährt, dass aber bei höherer Konzentration als 15% eine hemmende Wirkung erfolgt. Erreicht die Konzentration der Zuckerlösung 10%, so tritt Erbleichen des Chlorophylls ein.[1]

5. *Versuche mit Traubenzucker- und Rohrzuckerlösung.*

Ich trachtete auch hier, die optimale Konzentration von Traubenzucker zu finden und ausserdem den Einfluss der beiden Zuckerarten auf die Embryonen zu untersuchen.

Lfde. Nr. d. Versuchs: XXXII(2,5), XXXIV(7,5), XXXIII(3,5), XXXV(3,5), XXXVI(7,5).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 18–22; 24 und 9 od. 13.

Die Embryonen verschiedener Grösse verhalten sich in beiden Zuckerlösungen annährnd gleich, abgesehen von Verschiedenheiten, die durch die Konzentration bedingt sind. So übt z. B. Traubenzuckerlösung bereits in einer halben Konzentration denselben Effekt aus, wie Rohrzuckerlösung. In Traubenzuckerlösung lässt sich die Verblassung des Chlorophylls bereits in 5%iger Lösung erkennen,und in 10%-iger bleibt der Embryo im Wachstum sehr zurück und geht allmählich zugrunde.

6. *Vergleichende Versuche mit Zuckerlösung und darin gelösten organischen N-Verbindungen.*

Aus den beiden letzten Ergebnissen ist ersichtlich, dass der Embryo in Zuckerlösungen, welche keine organischen N-Verbindungen enthalten, gut gedeiben kann.

Nun wurden aber auch Versuche mit Zuckerlösungen gemacht, denen organische N-Verbindungen zugesetzt wurden.

Lfde. Nr. d. Versuchs: IX(8), XII(6), XXXIV(2); XVII(4).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 10 und 6–9, 15 und 10–13.

Diese Experimente lehrten, dass ein Zusatz von organischen N, wie auch aus HANNIGS Versuchen mit *Raphanus*-Keimen erhellt,[2] so günstig

---

1) Kotyledonen werden gelb, aber noch nicht weissgelb.

2) HANNIG (l. c. S. 76) zeigte, dass die *Raphanus*-Keime bei völligem Ausschluss von N-Zufuhr noch Wachstum zeigten, jedoch in der N-haltigen Kontrollkultur das Wachstum viel günstiger war.

wirkt, dass die gleichzeitige Verwendung einer organischen N-Verbindung und eines Kohlehydrats sich für die Kultur von unreifen Embryonen als sehr vorteilhaft erweist. Die Konzentration ist aber bei diesen Versuchen von Wichtigkeit und zwar besonders das Verhältnis von Kohlehydrat zu organischer Stickstoffverbindung.

7. *Über die günstigste Konzentration von Asparagin oder Pepton bei verschiedener Zuckerkonzentration.*

A) Asparagin als N-Quelle.

Lfde. Nr. d. Versuchs: XIII(3), XV(8), XXVIII(6), XVI(8), XXVI(6); XVII(4), XXVI(6), XXIX(8), XX(3,5), XXVII(2,5), XIX(7).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 9 und 1; 13 und 12.

Es zeigt sich, dass bei 5%iger Zuckerlösung die Beigabe von 0,05%igem Asparagin besser wirkt als eine 0,1%ige, dass aber bei Darbietung einer 10%igen Zuckerlösung die entsprechend verdünntere Asparaginlösung sich besser bewährt.

B) Pepton als N-Quelle.

Lfde. Nr. d. Versuchs: XVI(8), XXV(7), XV(8), XXIII(6,5), XIV(4); XIII(3), XVII(4).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 7 und 6; 11 und 10.

Die 1% Peptonlösung wirkt immer günstig auf die Vergrösserung der Embryonen, ungeachtet des Zuckergahaltes in der Nährlösung.

8. *Pepton und Asparagin gemischt oder allein verwendet als N-Quelle.*

Es wurden Versuche gemacht mit Pepton oder Asparagin und mit Gemischen von beiden.

Lfde. Nr. d. Versuchs: IX(8), XVI(8), X(6).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung: 5 und 6–9.

Obwohl mir die Zahl meiner Versuche nicht genügend für eine endgültige Entscheidung erscheint, so lehren sie doch, dass sich der Embryo in den Lösungen mit nur einer N-Verbindung besser entwickelt.

9. *Pepton und Asparagin.*

Das obige Ergebnis ist nicht genügend, um zu entscheiden, wie sich der Nährwert von Asparagin und Pepton als N-Quelle für unreife Embryonen gestaltet, da es möglich ist, dass der Embryo je nach seiner

Entwicklungsgrösse sich gegen Asparagin und Pepton verschieden verhalten kann. Daher habe ich folgende weitere Versuche angestellt.

Lfde. Nr. d. Versuchs:	XV(8), XIII(3), XVI(8), XIV(4), IX(8), X(6), XXXVI(7,5), XXXV(3,5); XVII(4), XIX(7), XX(3,5), XVIII(4).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung:	6, 7 und 8, 9; 12, 13 und 10, 11.

In beiden Versuchen mit 5% und 10% Zuckergehalt entwickelte sich der Embryo in der Asparagin-Nährlösung günstiger als in der peptonhaltigen; besonders ist der Unterschied überraschend, wenn eine konzentrierte, d. h. eine etwas ungünstige Rohrzuckerlösung verwendet wird. Die günstigere Entwicklung in der Asparaginlösung mag aber zum Teil darauf zurückzuführen sein, dass die Peptonlösung trotz sorgfältiger Behandlung öfters mit Luftkeimen verunreinigt wurde.

10. *Über die günstige Konzentration von Rohrzuckerlösung mit günstigen N-Verbindungen.*

Ausserdem wurde die Entwicklung in 5%iger und 10%iger Rohrzuckerlösung untersucht, wobei sie mit günstigen N-Verbindungen zusammen dargeboten wurden.

Lfde. Nr. d. Versuchs:	XXV(7), XXIII(6,5), XXII(5), XXIV(2); XXVI(6), XXVIII(6), XXIX(8), XXVII(2,5).
Lfde. Nr. d. Kulturlösung:	6, 7 und 10, 11; 8,9 und 12, 13.

Die Ergebnisse zeigen, dass die niedrige Konzentration (5%ige) von Rohrzuckerlösung immer günstig auf jeden Embryo einwirkt, unabhängig von seiner Entwicklungsgrösse, besonders wenn Asparagin als N-Quelle verwendet wird. Bei *Pharbitis*-Embryonen fand ich, dass eine geringere Rohrzuckerkonzentration die weitere Entwicklung günstig beeinflusst, während HANNIG bei *Cruciferen* beobachtet hat, dass ein 10%iger Rohrzuckergehalt merkliches Wachstum veranlassen kann, wenn eine günstige N-Verbindung zugefügt ist.

Die Ergebnisse der Kulturversuche mit unreifen Embryonen, sind im Folgenden kurz zusammengefasst:

1. Der unreife Embryo ist in anorganischer Nährstofflösung nicht imstande, sich zu entwickeln, obwohl einige anfangs infolge der in den Kotyledonen aufgespeicherten Reservestoffe geringe Entwicklung zeigen können.

2. Dagegen vergrössert er sich gut in organischer Nährstofflösung, die sich durch Zusatz von Mineralsalzen als besonders günstig erweist.

3. Für Embryokultur ist die organische N-Verbindung notwendig; Pepton, besonders Asparagin leistet dabei als N-Quelle gute Dienste.

4. Als Kohlehydratquelle hat sich eine 5%ige, vermutlich auch noch verdünntere Rohrzuckerlösung für das Wachstum des Embryos als günstig erwiesen.

5. Ich empfehle daher für die Züchtung von unreifen *Pharbitis*-Embryonen folgende Nährlösung:

100 ccm einer 0,1% Knopschen Nährlösung
2,5 g Rohrzucker
0,05 g Asparagin.

6. Der Embryo entwickelt sich fast immer in jeder der organischen Nährlösungen sehr wohl, jedoch gelang es mir nicht einen Embryo, dessen Kotyledonen kleiner als 2 mm waren, selbst in der günstigsten künstlich zu kultivieren.

Wir haben auf S. 23 darauf hingewisen, dass die Frucht bezw. der Same von einen bestimmten Gewicht ab, wenn der Embryo etwa 3,5mm Grösse ist, fast gleich stark sich entwickelt, ohne Rücksicht auf die äusseren Witterung. Nun sei es hervorzuheben, dass der Embryo ausserhalb des Samens nur von diesem Entwicklungsstadium (Stadium II, s. S. 32, und auch Tafel I, Fig. 1) ab künstlich kultiviert werden kann.

B. Erörterung über die Keimung des unreifen Embryos bei künstlicher Züchtung.

Bei den vorstehenden Versuchen konnte man beobachten, dass das Wachstum innerhalb einiger Tage eintritt, wobei eine Vergrösserung der Kotyledonen und eine unbedeutende Verlängerung des Hypokotyls zu bemerken ist, und dann eine Pause im Wachstum. Einige Embryonen aber sind nach dieser Pause imstande, weiter zu wachsen und zwar auffallend rasch, wie sich aus folgendem Beispiel erkennen lässt: Ein Embryo von 0,7 cm Länge vergrössert zunächst seine Kotyledonen innerhalb drei Tage bis um 1 cm, ohne merkliche Verlängerung des Hypokotyls, sodann tritt die erwähnte Pause ein, worauf das Hypokotyl rasch zu wachsen beginnt und in einer Woche 7 cm Länge erreichen kann, während welcher Zeit die Kotyledonen im Wachstum ganz zurückbleiben. Hannig unterschied zwischen Keimung, worunter er die Verlängerung des Hypokotyls versteht, und blosser Vergrösserung des Embryos. In der Regel beobachtete er nur die letztere und nennt die erstere eine anomale Erscheinung, weil die daraus künstlich

gezogene Pflanze immer kümmerlich wächst und bald zugrunde geht. Ich habe aber gefunden, dass bei Darbietung günstiger Nährlösungen die Verlängerung des Hypokotyls und das Wachstum der anderen Organe regelmässig eintritt, wobei das Wachstum des Hypokotyls besonders ausgiebig ist, und über dies gelang es mir eine normale Pflanze daraus zu erziehen.

Folgender Versuch ist geeignet, dies zu veranschaulichen.

Er zeigt, dass die meisten Embryonen, abgesehen von ganz unreifen in der oben angegebenen günstigen Nährstofflösung (S. 105) leicht auskeimen und zwar in der auf S. 95 schon erwähnten Weise. Dabei lässt sich erkennen, dass das Längenwachstum der Hypokotyle der Grösse des verwendeten Embryos proportional ist, während die Keimblätter unabhängig von der Embryogrösse eine annähernd gleiche Entwicklung zeigen.

Tabelle XLV.

Längenwachstum von unreifen Embryonen in Nährlösung nach einem Monat im Thermostat von 27°C.

Anfangsgrösse in mm	Durchschnitt. Längenzunahme (mm) der		Anzahl der Keime
	Kotyledonen	Hypokotyle	
4	9,0	14,1	6
5	10,7	28,3	7
6	11,0	35,1	30
7	12,7	44,6	59
8	14,1	48,6	82
Vorreife	12,0	112,3	4

Tabelle XLVI.

Unterschied der Anzahl der ausgekeimten Keime je nach der Entwicklungsstadien.

Anfangsgrösse in mm	Anzahl der Keime	Anzahl der ausgekeimten	
		Keime	in %
2	7	0	0
3	5	4	80,0
4	30	22	73,3
5	27	26	96,3
6	27	24	88,9
7	41	34	84,9
8	36	24	66,7
Vorreife	12	8	66,7[1]

Die Tabelle auch ergibt, dass die Embryonen im Vorreifestadium ein sehr starkes Wachstum der Hypokotyle zeigen.

Obgleich ich eine quantitative chemische Analyse noch nicht durchgeführt habe, so kann ich auf Grund mikroskopischer Beobachtungen[2] schon jetzt sagen : erstens, dass die reichlich mit Eiweiss und

1) Man versteht unter Keimung die Verlängerung des Hypokotyls und zwar haben alle Embryonen im Vorreifestadium ihre Kotyledonen vergrössert, aber alles nicht gekeimt.

2) Molisch, H., Die Eiweissproben, makroskopisch angewendet auf Pflanzen. Zeitschr. f. Bot., 1916, Bd. VIII, S. 124.

Stärke gefüllten Kotyledonen bei der Kultur schon nach einigen Tagen, d. h. zur Zeit der Pause, den grösseren Teil dieser Reservestoffe eingebüsst haben, weil sie wohl zusammen mit der Nährstofflösung zur Keimung verwendet worden sind, und zweitens, dass sich Hand in Hand mit dem Verschwinden der Reservestoffe ein bedeutendes Wachstum vollzieht.

Diese Keimpflanzen können aber in organischer Nährstofflösung unter Lichtabschluss nicht weiter gedeihen, obwohl sie darin lange Zeit am Leben bleiben können. Schliesslich fangen die verblassten Kotyledonen an, zu verwelken, und sterben von oben nach unten allmählich ab.

Es gelang mir jedoch solche Keimlinge noch weiter in folgender Weise zu züchten; ein zuvor in organischer Nährstofflösung in der angegebenen Weise kultivierter Embryo wurde nach einer gewissen Zeit in Knopsche Lösung gebracht und im Lichte weiter kultiviert, schon am zweiten Tage nach dem Einpflanzen zeigt sich ein schwaches Ergrünen des Keimlings und ein Anfang von Wachstum. Die Übertragung des Embryos muss zur richtigen Zeit vorgenommen, dieser im Wasser abgespült und dann in eine Eprouvette mit anorganischer Nährstofflösung gebracht werden. Die richtige Zeit für die Übertragung des Embryos ist nach seiner Anfangsgrösse verschieden, im allgemeinen aber ist eine Woche Kultur in organischer Lösung schon genügend, weil in dieser Zeit meisten Embryonen nach der Ruhepause schon imstande sind, sich wieder zu entwickeln.

Derartig in anorganischer Lösung im Lichte einige Zeit erzogene Keimling können dann im Blumentopf oder in freiem Lande, wenn die Jahreszeit noch der weiteren Entwicklung der Pflanze erlaubt, mit Erfolg gezüchtet werden.

Es ist auch bemerkenswert, dass der Keimling, der längere Zeit in organischer Nährlösung im Thermostat kultiviert war, sich hier bis einem gewissen Grade entwickelt hat, dann aber in seiner Entwicklung stehen geblieben war, noch nach zwei Monaten die Fähigkeit besitzt, sich in anorganischer Nährstofflösung am Lichte weiter zu entwickeln.

Embryonen von *Pharbitis*-Samen keimten, wie bereits erwähnt, in destilliertem Wasser nur dann, wenn sie das Vorreifestadium erreicht, während weit weniger entwickelte Embryonen bei der oben angegebenen Behandlung zur Entwicklung gebracht werden konnten.

Es ist eine auffallende Tatsache, dass der Embryo von so kleiner Grösse nur dann sich weiter entwickeln kann, wenn er aus dem Endosperm herausgenommen und zuvor in organischer Nährstofflösung kultiviert wird.

Obwohl eine ähnliche Erscheinung auch von Hanning beim *Raphanus*-Embryo beobachtet wurde, so hat er sie doch nicht genügend berücksichtigt, sondern bemerkt nur, dass „die künstlich erzogenen Embryonen einen ganz anderen Keimwert als unreife, natürliche von gleicher Grösse besitzen".[1] An einem anderen Orte hebt er sogar hervor, dass „der *Cruciferen*-Embryo in so jungendlichem Zustande das (die Störung bei Auspflanzen der kultiverten Embryonen) verträgt, ein Zeichen von weitgehender Anpassungsfähigkeit und Widerstandskraft ist"[2].

Nach meinen Erfahrungen aber muss ich dieser Auffassung widersprechen, weil ich finde, dass diese erwähnte Erscheinung weder eine abnorme noch auf die *Cruciferen* beschränkte ist.

Der Entwicklungsvorgang des unreifen Embryos in künstlicher Nährlösung und in einer natürlichen Umgebung, d. h. im Samen ist ganz verschieden: während in diesem die Nährstoffe vorwiegend in den wachsenden Kotyledonen aufgespeichert werden, werden sie in der künstlichen Kultur zum grössten Teil unmittelbar für das Wachstum aufgebraucht.

Im Folgenden möchte ich daher kurz die beiden Entwicklungsvorgänge vergleichen. Im Samen geht sich der Reifeprozess ganz allmählich vor; ein unreifer Embryo, der noch nicht sein Vorreifestadium erreicht hat, braucht ungefähr drei Wochen unter natürlichen Umständen zum Reifestadium, während der Embryo von gleicher Grösse in künstlicher Nährlösung bereits in einer Woche nach einer Pause eine bestimmte Grösse erreicht und imstande ist, auszukeimen, mit anderen Worten: im natürlichen Lauf der Entwicklung werden die Baustoffe der Mutterpflanze anfangs für die Entwicklung des Embryos gebraucht und im Laufe des Reifevorgangs als Reservestoff im Kotyledon aufgespeichert. Dagegen spielt bei künstlicher Züchtung der Nährstoff der Kulturlösung zuerst für die Vergrösserung und dann für die erste Entwicklung des Embryos eine bedeutende Rolle, wird aber nicht aufgespeichert.

In Nährlösung kann man einen unreifen Embryo ausserhalb des Samens sofort zur Keimung bringen. Findet in organischer Lösung eine solche anregende Störung einmal in unreifem Embryo statt, dann kann er in anorganischer Lösung am Lichte, wie ein normaler Keimling, gezüchtet werden; und das ist die Ursache, warum man einen unrei-

---

1) Hannig, l. c. S. 71.

2) ibid S. 54.

fen Embryo heranziehen kann, wenn er zuvor in organischer Nährlösung kultiviert war.

Die Stoffwechselvorgänge bei der Keimung des unreifen Embryos bei künstlicher Züchtung und die Keimung des reifen Samens sind daher verschieden, da es sich im reifen Samen nur um Entfaltung eines bereits reifen Embryos handelt, bei künstlicher Züchtung aber eine Neubildung von Organen stattfindet.

Nachschrift.

Kürzlich kam mir noch eine Arbeit zu Gesicht; DIETERICH, K., Über Kultur von Embryonen ausserhalb des Samens (Flora, Bd. 117, S. 379–417, 1924). Er hat die Versuche von HANNIG mit Embryonen der verschiedensten Familien wiederholt. Es interessiert mich, dass er auch die Möglichkeit der künstlichen Kultur von *Ipomoea*-Embryonen ausserhalb des Samens bestätigt hat. Er ist darauf aber nicht weiter eingegangen und unter anderem weist er darauf hin, dass junge Embryonen weit weniger günstige Resultate als solche von *Cruciferen* ergaben und wahrscheinlich noch andere organische Stoffe als Zucker zu Ernährung notwendig sind (S. 402).

Die Nährlösungen, welche in den obigen Versuchen angewendet wurden, sind folgende:

Abkürzungen: K. L. KNOPsche Lösung; R. Z. Rohrzucker; T. Z. Traubenzucker.

Nr. der Kulturlösung				Nr. der Kulturlösung			
1	0,1% K.L.,	0,5% NH_4NO_3.		13	0,1% K.L.,	10% R.Z.,	0,05% Asparagin
2	„	0,5% NH_4Cl.		14	„	15% R.Z.	
3	„	0,2% Zitronensaures Ammonium.		15	„	10% R.Z.	
4	5% R.Z.,	0,1% Asparagin,	1% Pepton.	16	„	5% R.Z.	
5	0,1% K.L.,	5% R. Z.,	1% Pepton.	17	„	1% R.Z.	
6	„	„	0,5% „	18	„	10% T.Z.	
7	„	„	0,1% „	19	„	5% T.Z.	
8	„	„	0,1% Asparagin.	20	„	2,5% T.Z.	
9	„	„	0,05% „	21	„	1% T.Z.	
10	„	10% R.Z.,	1% Pepton.	22	„	0,5% T.Z.	
11	„	„	0,5% „	23	„	1% T.Z.,	0,5% Pepton.
12	„	„	0,1% Asparagin.	24	„	„	0,05% Asparagin.

TABELLE XLVII.

Ergebnisse der Kultur von unreifen Embryonen in Nährlösungen.

Erklärung der in der Tabelle vorkommenden Abkürzungen:

⊗ verschimmelt; ( ) verlängerte Hypokotyl;
× gestorben; T. Tage.
D. gesund, aber nicht entwickelt;

Nr. d. Versuchs	I 2 mm[1]					II 4 mm					III 6 mm				
Nr. d. Lösung	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
Grösse der Kotyledonen nach Tagen in mm 3	×	×	×	×	×	4,5	×	×	4,5	4,5	D.	6,5	D.	7,0	6,5
10						„			5,0(2,0)	5,0(4,0)	„	„	×	8,0(3,0)	⊗
30						„			7,0(2,5)	7,0(7,0)	„	„		10,0(6,0)	
Anmerkung										am besten					

IV 8 mm					V 5 mm					VI 3,5 mm						
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2
D.	D.	D.	10,0	10,0	D.	D.	D.	7,0	7,5	D.	D.	×	D.	4,0	D.	D.
„	„	×	11,0(4,0)	10,0(4,5)	„	×	×	8,0(2,5)	9,5(4,0)	×	×		×	7,0(2,0)	×	×
„	⊗		⊗	12,0(11,0)	„			8,5(4,0)	9,5(6,0)					„		
					mattgelb grün				grünlich-gelb		am 3 T. gelblich-grün		am 3 T. gelb			

1) Anfangsgrösse des Embryos.

Nr. d. Versuchs	VII 6,5 mm			VIII Vorreife					IX 8 mm (Vorreifestadium)						
Nr. d. Lösung	3	4	5	1	2	3	4	5	1	4	5	6	8	16	1
Grösse der Kotyledonen nach Tagen 3	×	9,0(4,0)	10,0(4,0)	9,0(4,0)	9,0	9,0	12,0(4,5)	12,0(4,5)	9,0(3,0)	10,5(4,0)	10,0(3,0)	9,5(4,0)	10,5(4,0)	10,0(4,5)	7,0
10		10,0(4,0)	11,0(5,0)	„	„	×	13,0(4,5)	⊗	„	11,0(4,0)	10,5(5,0)	10,0(5,0)	11,0(5,0)	10,5(4,0)	„
30		„	11,0(8,0)	„	×		14,0(8,0)			11,0(15,0)	11,0(10,0)	15,0(11,0)	⊗	11,0(6,0)	
Anmerkung			gelblich							am 3 T. gelbgrün					

X 6 mm				XI 6 mm				XII 6 mm					XIII 3 mm			
4	5	6	8	1	2	3	4	6	7	8	9	16	6	7	8	9
8,0	8,0	7,5	9,0(4,0)	D.	D.	D.	7,0	7,0	7,5	7,5	7,5	6,5	3,5	3,5	3,5	3,5
9,0(4,0)	8,5	9,5(3,0)	10,0(4,5)	„	6,5	×	9,0(4,0)	8,5(4,0)	9,0(5,0)	9,0(6,0)	9,5(5,0)	7,0(5,0)	⊗	5,0(3,0)	5,0	5,0
9,0(5,0)	„	„	10,0(7,5)	„	„		10,0(12,0)	⊗	⊗	⊗	„	„		„	„	6,0
am 10 T. mattgrün			am besten		gelb grün											

XIV 4 mm				XV 8 mm				XVI 8 mm (Vorrefe)						XVII 4 mm		
6	7	8	9	6	7	8	9	5	6	7	8	9	15	10	11	12
6,0	5,0	6,5	7,0	9,5(3,5)	9,0(3,0)	9,5(4,0)	10,0(4,0)	11,0	9,5	10,0	11,0	11,0	9,5	4,5	D.	5,5
6,0(3,0)	„	70,(3,0)	7,0(4,0)	10,0(4,5)	„	10,0(4,0)	11,0(4,0)	12,0(35,0)	10,0(5,0)	11,0(6,0)	11,0(6,0)	12,0(9,0)	11,0(3,0)	7,0	„	„
6,0(13,0)	×	90,(4,5)	„	10,0(21,0)	11,0(7,0)	12,0(5,0)	11,0(9,0)	12,0(18,0)	⊗	11,0(9,0)	12,0(21,0)	×	13,0(3,0)	×	„	7,0(9,0)
	getrocknet	gelb							am 10 T. gelbgrün		am 10 T. gelb	am 10 T. gelb				

		XVIII 4 mm				XIX 7 mm				XX 3,5 mm				XXI 3.5 mm		
13	16	10	11	12	13	10	11	12	13	10	11	12	13	3	14	15
5,5	5,5	D.	5,0	⊗	5,0	8,5	9,0	10,0(3,5)	9,0	4,5	4,5	5,0	5,0	×	D.	4,5
6,0	6,0	×	6,0(5,0)		7,0(3,0)	⊗	⊗	11,0(4,0)	10,0(3,0)	5,0	⊗	6,0	6,0		5,0(2,0)	4,5(3,0)
8,0(5,0)	7,0(3,0)		6,5(6,0)		7,5(4,0)			12,0(5,0)	10,5(4,0)	6,0(4,0)		7,5(6,0)	6,5(2,5)		„	4,5(5,0)
			gelb					gelb	gelb						am 10 T. grünlich-gelb	

Nr. d. Versuchs			XXII 5 mm				XXIII 6,5 mm				XXIV 2 mm				
Nr. d. Lösung	16	17	6	7	10	11	6	7	10	11	6	7	10	11	6
Grösse der Kotyledonen nach Tagen 3	D.	5,0	6,0	×	6,5	7,5	10,0(4,0)	10,0(3,5)	9,5(3,0	9,5(3,0	D.	D.	D.	D.	8,0
10	,,	6,5(3,0)	⊗		7,0	7,5(3,0)	12,0(5,0)	11,5(5,0)	10,0(4,0)	10,0(4,0)	,,	,,	,,	,,	10,0(4,5)
30	,,	6,5(6,5)			,,	,,	12,0(25,0)	12,0(6,0)	11,0(4,0)	11,0(14,0)	,,	,,	,,	⊗	10,0(7,0)
Anmerkung		am 10 T. mattgrün		getrocknet									gesund nach 10 T		

Nr. d. Versuchs	XXV 7 mm			XXIV 6 mm				XXVII 2,5mm				XXVIII 6 mm				XXIX 8 mm	
Nr. d. Lösung	7	10	11	8	9	12	13	8	9	12	13	8	9	12	13	8	9
3	9 5	7,5	7,5	8,0	8,5	8,0	8,0	⊗	D.	D.	D.	8,0	8,0	7,5	⊗	12,5(9,0)	13,0
10	10,0(5,0)	10,0	10,5	9,5(5,5)	9,0(5,0)	9,0(3 5)	9,0(3,0)		,,	3,5	,,	9,0(3,5)	9,5(4,0)	8,0(4,0)		15,0(9,5)	14,0(7,0
30	10,0(10,0)	13,0	12 0(7,0)	,,	,,	,,	,,		,,	,,	,,	⊗	⊗	⊗		⊗	,,
Anmerkung				gelb	gelblich	grün	gelb		gesund	gesund	gesund grün						

Nr. d. Versuchs			XXX 8 mm (Vorr.)				XXXI 5,5 mm					XXXII 2,5 mm					
Nr. d. Lösung	12	13	14	15	16	17	14	15	16	17	18	18	19	20	21	22	18
3	12,0	10,5	D.	9,5	10,0	10,5	⊗	6,5	6,0	7,0	D.	D.	D.	D.	3,0	3,0	D.
10	15,0(6,0)	12,0(4,0)	8,5	11,0(4,0)	11,5(5,0)	11,5(5,0)		,,	7,0	,,	,,	,,	,,	,,	3,5	⊗	,,
30	⊗	,,	10,0(2,5)	11,5(5,0)	12,0(6,0)	12,0(17,0)		,,	,,	8,0	,,	3,0	4,0(3,0)	3,5	4,0(12,0)	⊗	,,
Anmerkung				gelb	gelb	mit Wurzelhaare											

Nr. d. Versuchs	XXXIII 3,5 mm				XXXIV 7,5 mm				XXXV 3,5 mm				XXXVI 7,5 mm				
Nr. d. Lösung	19	20	21	22	18	19	20	22	7	9	23	24	7	9	21	23	24
3	D.	4,0	4,0	4,0	8,5	9,0	11,0	9,0	D.	4,5	⊗	⊗	9,0	9,5(4,0)	9,0	⊗	11,5
10	4,5(2,0)	5,5(3,0)	×	4,0(22,0)	⊗	12,0(5,0)	11,0(5,0)	13,0(8,0)	5,0(3,0)	5,5(3,0)			12,0(3,0)	11,0(6,0)	9,5(6,5)		15,0(15,0)
30	,,	,,		⊗		⊗	,,	⊗	,,	,,			⊗	12,0(8,0)	,,		⊗
Anmerkung	gelb						am 10 T. gelb										

V. Keimungsphysiologie der Samen.

A. Quellungsvorgang und Keimungsprozess des Samens.

Die Quellung ist die notwendige Vorstufe der Keimung, und zwar muss man, wenn man die Keimung eines Samens in Betracht zieht, zunächst den Quellungsvorgang verfolgen. Wenn Samen mit Wasser in Berührung kommen, ist ihre Durchtränkung verschieden, die meisten Samen quellen bald, aber es gibt auch Samen, die selbst nach längerem Liegen nicht zu quellen vermögen.[1]

Nach der Quellungsfähigkeit der Samen in gewöhnlichem Wasser lassen sie sich in zwei Kategorien gliedern, in durchlässige und undurchlässige. Dank Gola's und Guppy's[2] Beobachtungen wissen wir, dass die Undurchlässigkeit der Samenschale im Pflanzenreiche viel verbreiteter ist, als man bisher vermutet hatte.

Von alters her dreht sich das wichtige Problem der Quellung unter anderm um die Frage, wodurch die Undurchlässigkeit der Schale hervorgerufen wird, und daher richtete man die Aufmerksamkeit auf den anatomischen Bau. Unter anderem hat Detmer[3] gezeigt, dass dabei der eigentümliche Bau der Kuticula, die sich durch ihren hohen Gehalt an Wachs oder Fett auszeichnet, eine grosse Rolle spielt, während Nobbe sie auf die Zellen der Palisadenschicht zurückzuführen suchte. Kurz, es besteht kaum ein Zweifel, dass die Schale bei der Wasseraufnahme eine grosse Rolle spielt.

Es ist aber eine andere Frage, ob das Wasser bei der Quellung durch alle Teile der Oberfläche der Samenschale oder nur durch eine bestimmte Stelle eindringt.[4] Gewöhnlich meint man, dass die Durchtränkung stets unmittelbar durch die gesamte Oberfläche der Schale ausgeführt wird, und nur zuweilen wird die Rolle eines gewissen Gewebes dabei in Betracht gezogen. Natürlich kann die Samenschale eines Samens im ganzen für Wasser durchlässig oder halbdurchlässig sein,

---

1) Cf. hierzu, Nobbe, E., Handbuch der Samenkunde. Berlin, 1876, S. 112.—Detmer, W., Vergleichende Physiologie des Keimungsprocesses. Jena, 1880, S. 57.—Pfeffer, 1. c. 1904, Bd. II, S. 263.

2) Guppy, H.B., Studies in seeds and fruits. London, 1912, p. 56. Gola, 1905, zitiert nach Guppy, 1. c. S. 57.

3) Detmer, 1. c. S. 57.

4) Detmer (1. c. S. 66) überzeugte sich bei Erbsen und *Lupinus*-Samen davon, dass ihre gesamte Oberfläche imstande ist, Wasser, mit dem sie in Berührung gelangen, zu absorbieren, während Nobbe (Versuchsstation, Bd. 20, S. 96, zitiert nach Detmer, 1, c. S. 67) erweist, dass derjenige Teil der Testa, welcher den Samen am Nabelende umgibt, das Wasser mit besonderer Leichtigkeit aufsaugt.

wie bei der Körner einiger *Gramineen* gefunden worden ist[1], es gibt jedoch auch viele Samen, die mit undurchlässiger Samenhaut versehen sind und nur an einer bestimmten Stelle der Oberfläche das Wasser aufsaugen können.

Als Beispiel dafür kann man die in Rede stehenden *Pharbitis*-Samen heranziehen, die mit schwer durchlässiger Schale versehen sind, aber im Wasser unter geeigneten Bedingungen meistens leicht zu quellen vermögen.

Zur Bestätigung der Schwerdurchlässigkeit der Samenhaut benutzte ich zunächst die Methode partiellen Überstreichens mit wasserundurchlässigen Stoffen. Während die am Nabel sowie an den anliegenden Bezirken überstrichenen Samen lange Zeit ohne Quellung im Wasser liegen können, quellen die nicht überstrichenen schon innerhalb einiger Tage. Schneidet oder feilt man die Schale an, so quellen sie sofort, weil dadurch das Quellungshindernis der hartschaligen Samen beseitigt ist. Aus obiger Tatsache erhellt zweifelsohne, dass die *Pharbitis*-Samen mit schwer durchlässiger Samenschale versehen sind,[2] der Nabel des Samens aber das Wasser leicht absorbiert und beim Quellungsprozess eine grosse Rolle spielt.

Nun will ich den im Anfang der Quellung eintretenden Vorgang verfolgen.

Halbiert man den Same, so lässt sich zeigen, dass ein merklicher Septumraum (Luftraum) nahe dem inneren Leitbündel im Septumgewebe des Samens vorkommt (s. S. 40, Fig. 13). Wenn Samen mit Wasser in Berührung kommen, werden die durch Austrocknen dicht zusammengepressten Zellen um den Septumraum am Nabelende erst abgeschwächt und bedienen sich zu weiterer Wasseraufnahme durch Kapillarität. Ich habe erwähnt, dass die Aktivierung des Embryos erst durch genügenden O_2-Zutritt angeregt wird (S. 76), und eine genügende Menge von O_2 im Septumraum eingeschlossen ist, um die erste Anregung zur Keimung geben zu können.[3] Sobald das Wasser durch Kapillarität in diesen Septumraum eingetreten ist und sich von hier weiter verbreitet hat, beginnt daher die Aktivierung des Samens.[4] Nun tritt zunächst

1) SCHRÖDER, H., Über die selektiv permeable Hülle des Weizenkorns. Flora, 1911, Bd. 102, S. 185.

2) Vgl. hierzu GUPPY, l. c. p. 93, wo er undurchlässige *Ipomoea*-Samen angegeben hat.

3) Vgl. hierüber auch S. 120.

4) ECKERSON (l. c. S. 296) gibt an, dass die chemische Veränderung (Azidität) im Samen zunächst vor sich geht und dadurch Wassererhaltung zunimmt.

die Umwandlung der Reservestoffe, vorzugsweise des Fettes ein, und damit im Zusammenhang findet eine starke O_2-Aufnahme seitens des angeregten Embryos statt, da die Menge des aufgenommenen O_2 im Fettsamen bei der Keimung viel grösser ist als die der abgegebenen CO_2. Der im Septumraum eingeschlossene Sauerstoff wird zunächst verbraucht. Infolgedessen tritt im Septumraum ein negativer Druck auf, und das Wasser kann deshalb schneller eindringen, wie aus der plötzlichen Gewichtszunahme des Samens bei der Quellung zu vermuten ist (s. Tab. XLIX auf S. 118). Das rasche Eindringen der Farbstoffe (es empfiehlt sich insbesondere Eosin) bei der Quellung sofort nach der Anregung des Keims ist eine weitere Stütze dieser Erklärung. Daher lassen sich beim Anfangsvorgang der Quellung des *Pharbitis*-Samens zwei Prozesse ein physikalischer und ein biologischer erkennen.

Bevor ich den weiteren Quellungsvorgang verfolge, will ich über den Bau des Samens um den Nabel einiges bemerken. Wie bereits auf S. 40 erwähnt (cf. Fig. 11), bleibt der Rest der Leitungsbrücke im gereiften Samen als pferdehufförmiger Nabel nach der Abtrennung erhalten. Dieses pferdehufförmige Parenchymgewebe liegt in der verdickten Samenschale, die für Wasser undurchlässig ist. Nun besteht das Septumgewebe aus verdicktem Endosperm und Nährschicht und seine Kante verläuft in der Mediane des Sameninneren, und darüber liegt der Embryo. Um die Wasseraufnahme in den verschiedenen Teilen des Samens festzustellen, wurde folgender Versuch angestellt. Ich isolierte verschiedene Gewebeteile aus einen Vollreifesamen und brachte sie nach dem Austrocknen mit Wasser in Berührung. Folgendes sind die Ergebnisse :

TABELLE XLVIII.

Gewebeteil	Trockengewicht in mg (4 Samen)	Gewichtszunahme innerhalb 1,5 Std. in 36°C. Wasser	
		in mg	% des Trockengewichtes
Embryo	130	250	192
Samenschale mit Endosperm	110	408	371
Endosperm	64	602	937
Samenschale	42	118	281

Aus dieser Tabelle ergibt sich, dass das Endospermgewebe bei der Quellung eine auffallend grosse Menge von Wasser aufgenommen hat.

Aus dem Bau eines Samens lässt sich daher leicht begreifen, dass das Septumgewebe, das mit verdicktem Endospermgewebe versehen ist, bei der Quellung eine grössere Wassermenge aufnimmt und demgemäss hier die grösste Rolle spielen muss. Infolge der Ausdehnung des Endosperms macht sich ein starker Druck auf das periphere Gewebe der Samenhaut geltend, insbesondere am Nabelende, wo sich das Endosperm üppig dicht entwickelt hat, und infolge davon muss das zerreissbare Parenchymgewebe um die Innenfläche des Samens zerrissen werden. Betrachtet man einen Same im Anfang der Quellung, so lässt sich erkennen, dass zunächst einige Risse um das erwähnte pferdehufförmige, durchlässige Nabelgewebe herum eintreten. Es ist hervorzuheben, dass die Risse um den Nabel schon im Anfang des Quellungsvorganges auftreten.

Obige Tatsache lässt erkennen, dass das Wasser beim Quellungsprozess zunächst in den Septumraum um die Septumleitbündel (Innenleitbündel) unter den erwähnten Vorgängen eindringt, dass die zusammengepressten Parenchymzellen um diese Leitbündel infolge der Wasseraufnahme allmählich aufquellen und endlich die Quellung der um sie herumliegenden Endospermzellen eintritt. Wie bereits auf S. 42 erwähnt, liegt die resorbierte Lamelle des *Pharbitis*-Samens zwischen Endosperm und kollabierten Nährschichten. Das aufgenommene Wasser muss durch diese Lamelle leicht alle Teile der Testa geleitet werden, genau so, wie dies Schröder für das Weizenkorn erwiesen hat, dessen zusammengepresstes Nucellusgewebe er Wasserbahn genannt hat.[1] Das Wasser wird daher, wie oben erwähnt, teils physikalisch, teils biologisch allseitig dem Samen und insbesondere dem Endosperm unter der schwer durchlässigen Hartschicht zugeführt, und der Quellungsprozess schreitet vom Nabel her allmählich fort.

Schreitet die Quellung fort, so wird eine gesteigerte Wasseraufnahme des Samens von Aussen herbeigeführt, und infolgedessen tritt eine Spaltung im Septumgewebe durch Endosperm hin auf, die den Rapheraum und die Samenhöhle verbindet. Jetzt kann das Wasser durch die Spaltung im Inneren des Samens schneller eindringen. Dadurch wird dem Embryo ein unmittelbarer Flüssigkeits- und Gasaustausche mit der Aussenwelt ermöglicht und die Aktivierung des Samens begünstigt. In dieser Weise kommt die Keimung des Samens zustande.

Der Keimungsprozess und Quellungsvorgang gehen aber nicht immer Hand in Hand vor sich, da die Keimwurzel vor der maximalen

---

1) Schröder, 1 c. S. 198.

Wasseraufnahme des Samens hervorbricht. MÜLLER,[1] der über den Quellungsvorgang vieler Samen eingehende Untersuchungen angestellt hat, hat darauf hingewiesen, dass die Sprengung der Samenschale von *Ipomoea* nur durch die Quellung des stark quellbaren Nährgewebes erreicht wird und dadurch die Keimung hervorgerufen wird.

Nach meiner Meinung verhält sich die Sache bei der Keimung von *Pharbitis* etwas anders.

Es besteht zwar kein Zweifel, dass das Endosperm bei der Quellung des Samens eine grosse Rolle spielt und die Quellung die notwendige Vorstufe der Keimung ist, aber die Druckwirkung der Keimwurzel darf bei der Keimung nicht ausser Acht gelassen werden. Die Radicula liegt in einem keilförmigen Hohlraum (Fig. 13 auf S. 40), der durch die Endospermfalte einerseits und die Samenschale anderseits gebildet wird. Das Durchbrechen der Schale erfolgt durch die Druckwirkung der wachsenden Wurzel, insbesondere der Wurzelspitze. Dabei äussert sich die Druckwirkung auf das untere Ende Nabels[2], wo das Gewebe nur eine geringe Dicke besitzt und keinen erheblichen Widerstand leistet. An diesem Angriffspunkt findet das Durchbrechen der Samenschale statt und die Hartschichten der Schale werden gespalten, so dass die Wurzelspitze ins Freie gelangen kann.

Daher gelangt bei der Keimung des *Pharbitis*-Samens die Spitze der Keimwurzel schon bei teilweiser Quellung des Samens ins Freie, und die Quellung im Endosperm schreitet noch weiter fort, bis der Embryo aus der Samenschale austreten kann. Dass Sprengungsrisse schon im Anfang der Quellung eintreten und das Hervorbrechen der Keimwurzel noch vor der maximalen Wasseraufnahme herbeigeführt wird, lässt sich leicht erkennen.

Die Resultate der zu diesem Zwecke vorgenommenen Versuche liegen in nachstehender Tabelle vor.

---

1) MÜLLER, G., Beiträge zur Keimungsphysiologie. Untersuchungen über die Sprengung der Samen- und Fruchthüllen bei der Keimung. Jahrb. f. w. Bot., 1914, Bd. LIV, S. 529.

2) Die untere Spitze des Samens ist nicht die schwächste Stelle der ganzen Samenschale. Vgl. hierzu KAYSER, l. c. S. 105: „Da nun in der Nähe der Mikropyle und oberhalb derselben der collenchymatische Charakter längs des grösseren Teiles der Innenfläche am deutlichsten hervortritt, so bleibt die untere Spitze des Samens, welche gar nicht durch Collenchym verstärkt ist, die schwächste Stelle der ganzen Samenschale. Auf diese Spitze hin richtet sich nun gerade der Scheitel der Radicula. Dieselbe bricht denn auch bei der Keimung gerade an dieser Stelle hervor, nicht also, wie es als allgemeine Regel gilt, durch die als Samenmund bezeichnete ehemalige Mikropyle, welche ich in ihrer seitlichen Lage auch noch am fast völlig reifen Samen erkennen könnte."

Tabelle XLIX.

Wasseraufnahme des Samens im Wasser von 37°C.

Gewicht d. Samens in mg	Gewichtszunahme		Quellungs- od. Keimungszustand	Zeitraum in Std. nach d. Behandlung
	in mg	in % des Anfangsgew.		
60	20	33,3	Z.	13
	58	96,7	S.	16
	112	186,7	K.	20
64	7	10,9	Z.	13
	38	59,4	S.	16
	104	162,5	K.	20
63	35	55,6	S.	13
	38	60,3	S.	16
	111	176,2	K.	20
64	165	257,8	U.Q.	26
65	117	180,0	K.	59
53	131	247,2	U.Q.	241
51	48	94,1	S.	241

Z. Sprengrisse treten am Nabelende des Samens ein.
S. Spitze der Keimwurzel lässt sich erkennen.
K. Same hat gekeimt.
U. Q. Same im Überquellungszustand, Keimung findet nicht statt.

Aus obiger Tabelle ist ersichtlich, dass das Wasser fast immer gleich rasch aufgenommen wird, wenn auch der Anfang des Wassereintritts je nach den Individuen verschieden ist, und das maximale Gewicht des gequollenen Samens erst nach dem Hervorbrechen der Keimwurzel erreicht wird.

Nach dem Austritt der Keimwurzel schreitet die Sprengung um das Nabelende noch weiter durch Quellungsdruck des Endosperms und Wachstumsdruck der Kotyledonen fort. Schliesslich vermögen die Kotyledonen durch die Risse am unteren Ende des Samens hervorzukommen, und der Keimling tritt jetzt zutage.

Zum Schlusse will ich noch die auffallende Beobachtung erwähnen, dass die Samen nach der Verletzung der hartschaligen Schicht ungemein leicht Wasser aufnehmen, aber die Keimungsenergie dabei wenig beschleunigt wird, ja sie manchmal nicht auskeimen.[1]

1) Die Samen bleiben im Überquellungszustand. Vgl. hierzu S. 75 und Fussnote.

Eine Erklärung dieser merkwürdigen Erscheinung kann ich vorläufig nicht geben, es scheint mir aber wahrscheinlich, dass knorpeliges Endosperm eine reichliche Menge von Wasser aufnimmt (cf. Tab. XLVIII auf S. 115) und seine gallertartige Beschaffenheit nicht nur der Flüssigkeits- und Gasaustausch, sondern auch das Durchbrechen der Samenschale durch die Keimwurzel am Nabelende verhindert, das für die Keimung zunächst vor sich gehen muss.

Ich will den Quellungsvorgang des Pharbitissamens im Folgenden kurz zusammen fassen.

1. *Pharbitis*-Samen sind mit schwer durchlässiger Samenschale versehen, aber der Nabel des Samens absorbiert das Wasser leicht und spielt beim Quellungsprozess eine grosse Rolle.
2. Kommt der Same mit Wasser in Berührung, so dringt dieses zunächst durch Kapillarität in den Septumraum ein und veranlasst die Aktivierung des Embryos. Dadurch tritt in diesem Raum ein negativer Druck ein, der wiederum das Eindringen des Wassers beschleunigt.
3. Infolge der Ausdehnung des Endosperms durch Wasseraufnahme macht sich ein starker Druck auf die Samenhaut geltend, und zunächst treten einige Risse ums Nabelende ein.
4. Schreitet die Quellung fort, so tritt eine Spaltung im Endosperm auf, die den Septumraum und die Samenhöhle verbindet, Dadurch wird dem Embryo ein unmittelbarer Flüssigkeits- und Gasaustausch mit der Aussenwelt ermöglicht.
5. Das Hervorbrechen der Keimwurzel wird aber vor der maximalen Wasseraufnahme herbeigeführt. Die Druckwirkung der wachsenden Wurzel spielt dabei eine grosse Rolle.
6. Nach dem Austritt der Keimwurzel schreitet die Sprengung um das Nabelende durch Quellungsdruck des Endosperms und Wachstumsdruck der Kotyledonen noch weiter fort.

B. Keimverzug des Samens.

Bei der Untersuchung über die Keimfähigkeit frisch geernteter Samen habe ich eine wichtige Tatsache beobachtet, dass die Samen nach Behandlung im Vakuum eine auffallend verzögerte Keimungsenergie haben (S. 83).

Es ist zunächst fraglich, ob der verringerte Druck auf den Wassereintritt nachteilig wirkt. Um diese festzustellen, wurden die Samen im Wasser ausgepumpt. Dabei kann man viele Gasblasen aus der Nabelöf-

fnung entfliehen sehen, und das Wasser wird schliesslich in den Samen injiziert. Trotz genügender Wasserzufuhr nach dem Verfahren wird die Keimungsenergie stark herabgedrückt. Ein Beweis, dass der Wassereintritt dabei keine so grosse Rolle spielt.[1]

Aus obiger Tatsache ist zu vermuten, dass eine genügende Menge von O_2 im Luftraum auf Septumkante des frischgeernteten Samens eingeschlossen ist, um die erste Anregung zur Keimung geben zu können, und bei dem Verfahren mittels Luftpumpe wird dieser O_2 befreit, und deshalb kann der Samen nicht sofort auskeimen.

Dass in dem Septumraum eine ziemlich grosse Menge von Gasen eingeschlossen ist, lässt sich durch die aus einem Wasser gehaltenen Samen aufsteigenden Gasblasen mittels Vakuumverfahrens leicht erkennen.

Um darüber Sicheres zu erfahren, wurde folgender Versuch angestellt. Wasser wurde mittels Vakuumverfahrens ins Innere des Samens injiziert. Da die Oberfläche der hartschaligen Samen nicht teil daran nimmt, so kann man aus den aufgenommenen Wassergewicht ungefähr das Volumen der im Raum eingeschlossenen Gase messen. Die dadurch erzielten Ergebnisse werden in folgender Tabelle angegeben.

TABELLE L.

Wasseraufnahme der Samen nach dem Vakuumverfahren.

Reifestadium	Gewicht der 10 Samen in g	Gewichtszunahme	
		in g	% d. Anfangsgew.
Grünreife	1,500	0,117	7,8
Gelbreife	1,445	0,210	14,5
Vollreife	1,443	0,203	14,1

Die Wichtigkeit der im Samen eingeschlossenen Luft für die Keimung ist nur selten von Forschern in Betracht gezogen worden. Meines Wissens hat GRAFE[2] ganz beiläufig darauf hingewiesen.

Die oben erwähnte Erscheinung, dass eine beträchtliche Keimverzog durch das Austreten des eingeschlossenen O_2 aus dem Luftraum des Samens hervorgerufen wird, wird aus den folgenden Versuche noch weiter erwiesen.

Im folgenden Versuche wurde Wasser mittels Vakuumverfahrens in dem Samen injiziert und der Same zur Keimung angeregt.

1) Vgl. hierzu auch Tab. XXIX auf S. 75.

2) GRAFE, l. c. S. 41 und 341.

Tabelle LI.

Frischgewicht in g	Gewicht nach dem Vakuumverfahren	Zeitdauer des Verfahrens	gekeimt in Tagen: (aus 20 Samen)				
			1	2	3	4	7
2,90	Kontrolle	—	1	4	5	7	9
2,85	2,96	10 Min.	0	1	1	2	5
2,89	3,03	1 Std.	0	0	0	0	4

Die im Vakuumexsikkator getrockneten Samen zeigen eine noch auffallende verzögerte Keimungsenergie, wobei aber das Keimprozent nicht herabgedrückt wird.

Da die zu diesem Zwecke vorgenommenen Versuche fast gleiche Resultate lieferten, will ich nur ein Beispiel geben: Ein und derselbe Satz von je 100 Samen im Vollreifestadium wurde dazu verwendet. Die Samen wurden durch Wärme und Vakuum[1] bis zum selben Wassergehalt getrocknet.

Tabelle LII.

Trockenmittel	Frischgew. in g	Gewicht (g) nach d. Austrocknen	Wasserabgabe % d. Frischgew.	Keimungsenergie nach Tagen						
				1	2	3	4	5	6	7
bald	14,37	—	—	11	25	11	5	1	3	0
Wärme	14,47	6,80	53,0	87	13	—	—	—	—	—
Vakuum	14,61	6,83	53,3	6	48	25	7	3	4	2

Während die durch Wärme getrockneten Samen bald auskeimen können, lässt sich eine deutlich verzögerte Keimung bei den im Vakuum behandelten Samen bemerken.[2]

Ein noch auffallenderes Ergebnis bietet der später ausgeführt werdende Versuch (S. 121), in dem je 90 frisch geerntete Samen in Luft, Wärme und Vakuum getrocknet und nach 4 Monaten zur Quellung ausgelegt wurden.

1) Unter Vakuum versteht man hier dem Zustand des verminderten Luftdrucks.

2) Vgl. hierzu Tab. XXXVI auf S. 83.

Tabelle LIII.

getrocknet	gequollen nach Tagen:											
	1	2	3	4	5	6	7	14	21	28	35	bleibt noch
in der Luft	16	57	12	5	—	—	—	—	—	—	—	0
im Thermostat	68	5	3	8	3	3	—	—	—	—	—	0
im Vakuum-exsikkator	0	0	0	0	0	0	0	18	39	13	6	14

Aus obiger Tabelle ist ersichtlich, dass die durch Wärme oder Luft ausgetrockneten Samen innerhalb 1 Woche vollkommen ausgequollen haben,[1] während die im Vakuum behandelten Samen eine auffallende Verzögerung zeigten, indem kein Samen innerhalb 1 Woche quoll, nun ein einziger nach 8 Tagen, dann aber die Quellung schnell, wenn auch nur relativ schnell, vor sich geht; nach 5 Wochen waren beim Liegen im Wasser noch 14 von 90 Samen nicht gequollen, trotzdem aber gesund geblieben.

Das Ergebnis ist von grosser Bedeutung für das Keimverzugsproblem, dessen Ursache noch unaufgeklärt ist.[2]

Ich will nicht behaupten, dass das Austreten des eingeschlossenen O_2 aus dem Septumraum des Samens die einzige Ursache des Keimverzugs ist, jedoch kann man mittels Vakuumverfahrens eine künstliche Verzögerung der Keimung hervorrufen, wie sich aus dem oben erwähnten Versuch ergibt.

Einige wichtige Ergebnisse der Versuche seien im Folgenden zusammengefasst:

1. Die im Septumraum des Samens eingeschlossene Luft spielt für die erste Anregung zur Keimung eine grosse Rolle.
2. Pumpt man die Luft im Rapheraum mittels Vakuumverfahrens aus, so wird Keimverzug hervorgerufen.

C. Fruchtindividualität bei der Quellung.

Wird eine grössere Quantität möglichst gleichartig ausgebildeter Samen unter günstigen Umständen quellen gelassen, so erfolgt gewöhn-

1) Natürlich keimen diese Samen sofort aus.

2) Die Ursache des Keimverzugs ist gewöhnlich auf die Undurchlässigkeit der Samenschale zurückgeführt.

lich, wie bekannt, die Quellung nicht gleichzeitig, sondern die Samen verhalten sich individuell verschieden. Dasselbe zeigen *Pharbitis*-Samen. Hundert zur selben Zeit geerntete Samen quellen z. B. im Wasser, wie folgt:

Thbelle LIV.

100 Samen gequollen nach Tagen:

(Im Thermostat von 27°C.).

Versuch \ nach Tagen	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	Summe
A	9	13	11	12	14	17	5	6	6	2	1	2	0	0	98
B	0	3	14	18	16	16	8	6	5	3	2	3	2	0	96

Aus obiger Tabelle ist ersichtlich, dass zwar die meisten Samen nach Verlauf von 14 Tagen, einige aber selbst nach viel längerem Liegen noch nicht quellen.

Auf die der Quellungsverschiedenheit des Samen haben bezüglich anderer Samen viele Forscher seit langem aufmerksam gemacht. Unter anderem haben Nobbe[1] und Detmer[2] eingehende Untersuchungen darüber angestellt und ihre weite Verbreitung dargetan.

Im allgemeinen wird diese Erscheinung als eine Folge der Individualität des Samens angesehen und ist nicht weiter verfolgt worden. Ich habe mir aber für *Pharbitis*-Samen vorgenommen, dieses verschiedene individuele Verhalten ursächlich zu erklären.

Wenn sich die Samen bei der Quellung bezw. der Keimung nach Individualität verschieden verhalten, so ist es schwierig,[3] einwandfreie Vergleichsversuche mit ihnen anzustellen. Der vergleichende Versuch ist aber das wichtigste Mittel und Kriterium bei der biologischen Forschung, und wenn man die dabei im Wege stehende Individualität beseitigen kann, so wäre das ein grosser Gewinn.

Im Jahre 1920 habe ich Versuche angestellt, um die Optimumtemperatur für die Keimung von *Pharbitis*-Samen ausfindig zu machen. Trotzdem solche Samen dazu verwendet wurden, die im vorigen Jahre

1) Nobbe, l. c. S. 111.

2) Detmer, l. c. S. 57.

3) Um Fehler möglichst zu vermeiden, muss man dabei nur die Versuche mit einer grösseren Menge von Samen anstellen und diese Versuche öfter wiederholen, da die Sicherheit der Beobachtung nur durch eine grössere Anzahl von Versuchen zu erzielen ist.

zu gleicher Zeit gesammelt und in ganz derselben Weise aufbewahrt worden waren, so zeigten sie doch die verschiedensten Ergebnisse, wie sich aus nachstehender Tabelle erkennen lässt.

Tabelle LV.

Von je 100 Samen, die im Wasser von 25°C. und 30°C. lagen, fanden sich gequollen:

Temperatur	Versuch \ nach Tagen	1	2	3	4	5	6	7	14	21	28	Sum.
25°C.	A	45	6	—	—	—	—	—	1	2	1	55
	B	51	5	1	—	2	1	—	—	1	—	61
	C	40	1	2	—	—	1	—	—	1	—	45
	D	69	—	—	—	—	1	—	4	2	—	76
30°C.	E	54	3	—	—	—	—	—	—	—	1	58
	F	55	3	—	2	—	1	—	2	3	—	66
	G	37	—	—	—	—	—	—	1	3	1	42
	H	49	—	1	—	—	—	—	—	—	—	50

Ist dieses Verhalten der Samen auf die Individualität zurückzuführen, dann können wir nicht nur nicht ihre Optimumtemperatur erhalten, sondern auch keine Vergleichsversuche anstellen.

Gelegentlich habe ich aber gefunden, dass die Samen aus einer Frucht, ungeachtet der Erntezeit, sich stets fast gleich verhielten. So fand ich, dass die Individualität der Samen bei der Quellung, wenigstens bei *Pharbitis*-Samen, zum grössten Teil durch die Frucht begründet ist.

Zunächst will ich mich mit den Ergebnissen der Versuche beschäftigen. Im Jahre 1921 sammelte ich vollkommen gereifte Früchte und bewahrte jede einzelne Frucht in einer paraffinierten Tüte auf. Mit diesen Samen stellte ich die Quellungsversuche in folgender Weise an: Die Samen aus ein und derselben Frucht wurden in je eine Eprouvette zur Quellung gelegt und die Zahl der aufgequollenen Samen in jeder Eprouvette jeden Tag geprüft. Das Ergebnis dieses Versuches zeigt folgende Tabelle.

Tabelle LVI.

Von 300, zur selben Zeit geernteten Samen, die von Zeit zu Zeit erneuertem Leitungswasser bei einer Temperatur von 22°C. lagen, fanden sich gequollen:

Nr. der Frucht	Samenzahl in einer Frucht	nach Tagen													
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1	5	.	.	.	.	.	4	1							
2	4	.	4												
3	5	.	.	.	5										
4	6	.	.	2	4										
5	6	.	.	5	1										
6	3	.	.	1	2										
7	5	.	.	.	4	1									
8	6	.	5	1											
9	5	.	1	4											
10	5	.	5												
11	5	.	.	5											
12	6	.	.	.	1	.	1	2	.	.	2				
13	7	.	.	5	2										
14	7	3	2	2											
15	5	.	1	4											
16	5	.	2	.	1	2									
17	5	.	.	5											
18	5	2	.	.	1	2									
19	5	.	.	5											
20	6	.	.	.	1	2	1	2							
21	5	.	.	5											
22	3	.	.	1	2										
23	6	.	4	2											
24	5	.	.	.	3	2									
25	5	.	.	1	4										
56	5	.	5												
27	6	2	.	.	1	1	.	2							
28	6	.	.	.	.	3	.	2	.	1					
29	4	.	.	.	1	1	2								
30	6	.	.	5	1										
31	5	2	.	2	1										
32	5	.	.	5											
33	6	.	.	6											
34	5	.	.	4	1										
35	5	.	2	3											
36	5	.	.	.	3	2									
37	5	.	.	.	5										
38	7	1	2	2	.	1	.	1							
39	4	.	.	.	.	.	1	.	2	1					
40	6	.	1	1	.	.	2	2							
41	6	1	.	5											
42	6	.	6												
43	6	.	1	3	2										
44	4	.	.	.	3	1									
45	5	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	1	1	.	1
46	5	.	.	.	1	4									
47	4	.	.	.	4										
48	6	.	4	2											
49	6	.	.	3	2	1									
50	5	.	.	5											
51	5	.	5												
52	6	2	.	4											
53	6	.	.	.	.	1	.	2	.	1	2				
54	5	.	.	.	.	4	.	1							
55	4	.	.	.	1	1	2								
56	5	.	.	.	3	2									
57	6	.	.	.		1	1	2	1	1					
Sum.	300	13	50	98	60	32	14	17	3	5	5	1	1	0	1

Wie in dieser Tabelle anschaulich dargestellt ist, quellen die Samen in den einzelnen Früchten immer fast zu gleicher Zeit, wobei jede Frucht eine verschiedene Quellungsenergie besitzt. Wären diese 300 gleichartig ausgebildeten Samen unter gleichbleibenden äusseren Bedingungen mit Wasser in Berührung gebracht worden, so würden einzelne Samen früher, andere später quellen, und man hätte die Ursache dieses ungleichen Quellungsvorgangs daher als Individualität des Samens angesehen, wie das gewöhnlich bei solchen Versuchen geschieht. Tatsächlich aber verhält es sich ganz anders, wie in obiger Tabelle auseinandergesetzt worden ist, wenn die Frucht einzeln behandelt wird.

Die Samen aus ein und derselben Frucht quellen fast gleichzeitig, mit anderen Worten: die Samen in einer Frucht sind mit gleicher Quellungsenergie versehen.

Die Verschiedenheit der Quellungsenergie ist daher nicht in der Samenindividualität, sondern in der Fruchtindividualität zu suchen.

Die Quellungsdauer (in Tagen) der aus verschiedenen Früchten stammenden Samen beträgt bis zu 2 Wochen, aber die der Samen aus einer einzelnen Frucht nur einige Tage, nur in einigen wenigen Fällen mehr. Das Verhältnis lässt sich leicht fassen, wenn man die verschiedene Quellungsdauer (Tage) in Prozenten der Fruchtzahl ausdrückt:

TABELLE LVII.

Quellungsdauer (Tage) der Samen in einer Frucht.

Quellungsdauer (in Tagen)	1	2	3	4	5	6	7
Fruchtzahl	15	21	8	4	3	3	3
in %	26,3	36,8	14,0	7,0	5,3	5,3	5,3

Aus obiger Tabelle lässt sich erkennen, dass die meisten Früchte (77,1%) die innerhalb 3 Tagen quellungsfähige Samen besitzen.

Dass die Individualität in einer Frucht vorhanden ist, ist insbesondere für den Vergleichsversuch wichtig, bei welchem die Samen verschiedenen äusseren Bedingungen ausgesetzt werden sollen; man muss bei solchem Versuche darauf achten, dass die ausgewählten

Samen schon von Anfang an die möglichst gleiche Quellungsfähigkeit besitzen.

Zur Bestätigung werde ich ein Beispiel aus obiger Tabelle (Tab. LVI) wählen. Ohne Berücksichtigung der Fruchtindividualität werden je 100 Samen aufs Geratewohl aus obigen 300 Samen genommen. Auf diese Weise kann man z. B. folgende 3 Sätze bekommen.

Tabelle LVIII.

Nr. d. Satzes	Lfde. Nr. der Frucht	100 Samen gequollen nach Tagen:													
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
	1–19	5	20	39	21	5	5	3	0	0	2	—	—	—	—
II	20–38	5	13	36	23	12	3	7	0	1	—	—	—	—	—
III	39–57	3	17	23	16	15	6	7	3	4	3	1	1	0	1

Wie verschieden sich jeder Satz von 100 Samen bei der Quellung verhält, ist aus obenstehender Tabelle leicht ersichtlich. Wenn man daher mit diesen 3 Sätzen einen Vergleichsversuch unter gleichen äusseren Umständen anstellt, so entsteht je nach dem Satz eine auffallende Verschiedenheit, welche aber in der Tat zum grössten Teil schon von Anfang an durch Fruchtindividualität vorhanden war. Das durch den Vergleichsversuch mit solchen Samen erzielte Ergebnis hat daher nur wenig Wert. Wird dagegen ein einziger Same aus jeder Frucht genommen und werden einige Sätze zusammengestellt, die der Samenzahl in einer Frucht entsprechen, so bestehen diese Sätze aus fast gleichartig ausgewählten Samen, und erst damit kann man Vergleichsversuch anstellen. Nach obiger Tabelle (Tab. LVI) kann man auf Grund des angegebenen Verfahrens z. B. 5 Sätze von je 49 Samen aus 49 Früchten schaffen,[1] wobei die Quellung des Samens in jedem Satz fast gleichartig erfolgt, wie aus nachstehender Tabelle zu ersehen ist.[2]

1) Um eine möglichst grosse Anzahl von gleichen Sätzen zu bekommen wurden hier alle Früchte mit mehr als 5 Samen eingezogen.

2) Zum Experiment benutzte ich kleine Bällchen, die am Tage der Aufquellung registriert wurden, und daraus wurden 5 Sätze nach dem erwähnten Verfahren aufs Geratewohl zusmmengestellt.

Tabelle LIX.

Nr. d. Satzes	gequollen nach Tagen:													
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
I	3	9	17	8	6	1	2	0	0	2	0	1	—	—
II	3	9	18	9	4	3	2	0	0	0	0	0	0	1
III	2	8	18	8	5	2	4	0	2	—	—	—	—	—
IV	2	10	17	9	5	1	3	1	0	0	1	—	—	—
V	2	10	16	9	6	1	2	0	1	2	—	—	—	—

Diese Tatsache zeigt, dass man bei den Vergleichsversuchen die Fruchtindividualität nicht ausser Acht lassen darf.

Um die durch die verschiedenen Reifestadien veranlassten Unterschiede zu vermeiden, habe ich im darauf folgenden Jahre mit den Früchten, die von den an ein und demselben Tag aufgeblühten Blumen stammten, dieselben Versuche angestellt. Das Ergebnis war fast gleich, daher will ich sie hier nicht eingehend darstellen.

Ich will aber hier ein noch besseres Beispiel bringen, das nicht nur mit der in Rede stehenden Erscheinung, sondern auch mit dem bereits erwähnten Keimverzugproblem (S. 122) in engster Beziehung steht. Im Herbst 1921 habe ich viele Samen im Vollreifestadium gesammelt und in folgender Weise getrocknet: Sechs Samen aus jeder vollkommen entwickelten Frucht (die Anzahl der Versuchsfrüchte war 45) wurden in 3 Sätze geteilt, die ersten zwei Samen wurden an der Luft, je zwei weitere im Thermostat von 27°C. und die letzten im Vakuum-Exsikkator über $CaCl_2$ getrocknet. Im folgenden Jahre, etwa 4 Monate nach der Ernte, wurden diese Samen in folgender Weise mit Sorgfalt zur Keimung veranlasst. Um die äusseren Bedingungen möglichst gleichartig zu gestalten, wurden kleine Glasringe in einer grossen Petrischale in Reihen geordnet und in jeden Ring je zwei in der angegebenen Weise getrocknete Samen aus einer Frucht mit Wasser in Berührung gebracht (siehe Tafel I, Fig. 5). Wie sich aus nachstehender Tabelle (Tab. LX) ergibt, keimen je zwei Samen, ungeachtet der Trockenmittel, fast gleichzeitig aus, während die Quellungsgeschwin-

digkeit je nach dem Behandlungsverfahren verschieden ist. Die im Vakuumexsikkator eingetrockneten Samen bieten einen auffallend verzögerten Quellungsvorgang dar, wie bereits erwähnt, jedoch zeigen die aus derselben Frucht gekommenen Samen fast immer dieselbe Quellungsenergie.

Überdies sei besonders bemerkt, dass lufttrockene Samen in einer Frucht, deren vakuumtrockene merkliche Verzögerung zeigen, auch etwas verzögert quellen. Man kann daraus vermuten, dass die Individualität der Frucht sogar nach verschiedener künstlicher Behandlung nicht beseitigt werden kann.

Nach dem Ergebnis der Untersuchungen über die Fruchtindividualität ist zu vermuten, dass die Individualität bei der Quellung bezw. Keimung, welche bisher unmittelbar dem Samen zugeschrieben worden ist, zum grössten Teil, wenigstens bei einer Pflanze, in der Frucht zu suchen ist, und deshalb das Ergebnis solcher Versuche, die ohne Rücksicht darauf angestellt wurden, dabei grösstenteils der Genauigkeit entbehren.

Bei der Untersuchung über die Samenentwicklung habe ich darauf hingewiesen, dass die Samen in einer einzelnen Frucht stets ungefähr gleich sind (S. 14). Im Zusammenhang mit der Erscheinung der Fruchtindividualität bei der Quellung besteht kaum ein Zweifel, dass die durch Fruchtindividualität verursachte Erscheinung ausser Quellung im Pflanzenreich weit verbreitet ist. Alle Vergleichsversuche in den vorliegenden Untersuchungen wurden daher, wie bereits erwähnt, mit Sätzen von Samen aus ein und derselben Frucht angestellt, um die Individualität möglichst zu beseitigen und genauere Ergebnisse zu gewinnen.

Im Folgenden werden einige wichtige Ergebnisse zusammengefasst:

1) Unter ganz gleichen Umständen erfolgt die Quellung der Samen nicht gleichzeitig und diese Erscheinung wird als eine Folge der Individualität angesehen.

2) Bei der Quellung verhielten sich die Samen aus einer Frucht stets fast gleich, ungeachtet der Erntezeit, so dass die Individualität der Samen bei der Quellung zum grössten Teil auf der Frucht beruht.

3) Die Fruchtindividualität kann sogar nach verschiedener künstlicher Behandlung nicht beseitigt werden; daher ist sie besonders bei dem Vergleichsversuch ins Auge zu fassen,

Tabelle LX.

Quellungsverschiedenheit der Samen in jeder Frucht nach den verschiedenen Eintrocknungsmitteln.

(In der Tabelle ist die Zahl der gequollenen Samen und zwar unter I die der lufttrockenen angegeben; unter II die der durch Wärme getrockneten und unter III die der vakuumgetrockneten.)

Nr. der Frucht	Eintrocknungsmittel	gequollen nach Tagen: 1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	nicht [illegible]
1	I	1	1	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–																									
2	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–												
3	I	1	1	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–																				
4	I	1	1	–																																	
	II	1	.	.	.	.	1	–																													
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1
5	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–																			
6	I	.	.	1	1	–																															
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2
7	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1

8	I	.	2	–																																	
	II	1	.	.	.	.	1	–																													
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2
9	I	1	1	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–														
10	I	.	.	2	–																																
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2
11	I	1	1	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–																	
12	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	1	–								
13	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	1	–																		
14	I	2	–																																		
	II	1	–	.	1	–																															
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	1	–															
15	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–																			
16	I	.	.	.	2	–																															
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2
17	I	.	.	2	–																																
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	1	–		

Nr. der Frucht	Eintrocknungsmittel	gequollen nach Tagen: 1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	nicht gequollen
18	I	2	–																																		
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–																						
19	I	.	1	1	–																																
	II	2																																			
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	1
20	I	.	2	–																																	
	II	.	.	.	2																																
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	–			
21	I	.	2	–																																	
	II	1	1																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1																			
22	I	.	2																																		
	II	.	1	.	1	–																															
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	–												
23	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1	–																
24	I	2	–																																		
	II	2	.																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1	–								
25	I	.	2																																		
	II	1	.	.	.	1	–																														
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–									
26	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–														

27	I	. 2
	II	2 -
	III	. . . . 1 . 1 -
28	I	1 1 -
	II	2
	III	. . . . 1 1 -
29	I	1 . 1 -
	II	2 -
	III	. . . . 1 . 1
30	I	. . 2 -
	II	. . . 1 1 -
	III	. . . . 1 . 1 -
31	I	. 2 .
	II	1 1
	III	 2
32	I	. . 2 -
	II	. . . 1 1 -
	III	. . . . 1 . . 1 -
33	I	1 1 -
	II	1 . 1 -
	III	. . . . 1 . . . 1
34	I	. 2 -
	II	1 . . 1 -
	III	. . . . 2 -
35	I	. 1 1 -
	II	1 . . . . 1 -
	III	. . . . 1 . . . . 1 -
36	I	1 1 -
	II	2 -
	III	. . . . 1 . . . . 1 -
37	I	. 2 -
	II	. 1 1 -
	III	. . . . 1 1 -

Nr. der Frucht	Eintrocknungsmittel	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	nicht gequollen
		gequollen nach Tagen:																																			
38	I	1	1																																		
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	–														
39	I	.	1	1	–																																
	II	1	1	–																																	
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	1	–																			
40	I	.	2	–																																	
	II	.	.	1	1	–																															
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	1	–																			
41	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–																		
42	I	.	1	1	–																																
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2	–													
43	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	.	.	.	.	1																	
44	I	.	2	–																																	
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	1	1	–																	
45	I	.	.	.	2	–																															
	II	2	–																																		
	III	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	2
Summe	I	16	57	12	5	–																															
	II	68	5	3	8	3	3	–																													
	III	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	5	4	4	3	5	9	5	5	6	5	4	5	2	1	0	1	2	2	1	1	1	1	1	1	0	14 bleiben
im ganzen		84	62	15	13	3	3	0	0	1	1	5	4	4	3	5	9	5	5	6	5	4	5	2	1	0	1	2	2	1	1	1	1	1	1	0	„

VI. Zusammenfassung.

1) Der Unterschied im Wachstum der Frucht bezw. des Samens ist auffallend durch die Jahreszeit bedingt, indem die späte Jahreszeit das Wachstum beträchtlich verzögert. Das Wachstum wird kurz nach der Befruchtung durch äussere Bedingungen stark beeinflusst. Von einer bestimmten Grösse ab nimmt das Gewicht der späten Frucht aber fast gleicher Weise wie das der früheren stark zu, ohne Rücksicht auf die äussere Witterung.

2) Die ganze Samenentwicklung lässt sich in 8 Entwicklungsstadien zerlegen, die bei günstiger Jahreszeit (vor Mitte September) in allen Jahren fast immer gleich auftreten. Der Same durchläuft die Reifestadien unter günstigen Umständen wie folgt: Es erreicht innerhalb 3 Wochen sein Vorreifestadium, worin er nur 4–5 Tage verharrt. Nun kommt das Grünreifestadium, dessen Dauer etwa 2 Wochen beträgt, so dass der Same innerhalb 6 Wochen nach der Befruchtung das Ende des Grünreifestadiums erreicht. Dieser völlig ausgebildete Same tritt im Laufe von 4, höchstens 7 Tagen in sein Vollreifestadium ein; also wird der Same im Laufe von 7 Wochen vollkommen gereift, und schliesslich wird er ausgetrocknet.

3) Die Ernährung der Samenanlage und des jungen Samens wird ausser durch das Leitbündel durch eine spezifische Gewebebrücke (Leitungsbrücke) besorgt, wodurch die Kohlehydrate unmittelbar vom Obturator aus in die Mikropyleregion der Samenanlage geleitet werden.

4) Die physiologische Bedeutung der Nährschicht der Samenschale ist nicht so einfach, wie gewöhnlich angenommen wird; die Baustoffe in der Schicht werden im jungen Samen vorzugsweise für die Entwicklung des Embryos und Endosperms verwendet, während die Stärke im späteren Stadium teils zur Verdickung der Endospermzellen, teils als Reservestoffe des Embryos verbraucht wird.

5) Der Stärkegehalt des Samens nimmt während der Entwicklung ab, andere N-freie Stoffe dagegen im ganzen zu, insbesondere tritt in einem jungen Samen das wechselseitige Verhältnis zwischen Stärke- und Hemizellulosegehalt deutlich hervor, bei einem der Reife sich nähernden Samen kommt aber Fettzunahme und Stärkeabnahme hauptsächlich in Betracht.

6) Beim Eintrocknen eines frisch geernteten Grünreifesamens tritt rasches Verschwinden der Stärke in der Nährschicht ein, wobei die Stärke vorzugsweise in Fett umgewandelt wird. Dieses Verhältnis

gilt auch bei Reifung des Vollreifesamens durch Wasserabgabe in natura.

7) Die Diastasemenge im reifenden Samen steht zum Stärkegehalt des Samens im geraden Verhältnis; besonders sei bemerkt, dass auch die Diastasemenge beim Austrocknen deutlich zunimmt.

8) Die Intensität der Atmung des Samens erreicht vor dem Vorreifestadium ihr Maximum, danach sinkt sie allmählich je nach dem Reifevorgang und erreicht im Vollreifestadium ihren geringsten Wert. Die Schwankungen der Atmungskurve des Grünreifesamens nach der Ernte werden vielleicht durch Hydrolyse der Stärke hervorgerufen.

9) Aus der bei der Reifung vor sich gehenden Veränderung der äusseren und inneren Eigenschaften des Samens ergibt sich, dass der *Pharbitis*-Samen, wie bereits erwähnt, in 2 bis 3 Wochen nach der Blütezeit seine endgültige Grösse, d.h. Vorreife, erreicht und dann noch 3 Wochen bis zum vollreifen Stadium bedarf, in welcher Zeit der wichtigste Reifevorgang, d.h. die Aufspeicherung und Umwandlung der für die Keimung notwendigen Reservestoffe, vor sich geht. Kurz erstreckt sich das Entwicklungsstadium bis zur Vorreife, davon an beginnt das Reifestadium. Ich möchte daher den Entwicklungsvorgang nach der Vorreife Reifevorgang nennen und von dem früher vor sich gehenden Wachstum des jungen Samens unterscheiden.

10) Der befreite Embryo eines Samens im Vorreifestadium kann sich schon im Wasser entwickeln, jedoch ist der Same noch keimunfähig. Im Grünreifestadium ist der Same aber keimfähig, also zu einer Zeit, wenn noch nicht sämtliche Reservestoffe aufgespeichert sind. Danach lässt sich behaupten, dass der Samen von *Pharbitis Nil* schon 3 Wochen nach der Blütezeit keimfähig ist, obwohl er zur Vollreife etwa der doppelten Zeit bedarf.

11) Die Keimungsenergie der Samen steigt mit der Reifung, und zwar vermögen die Samen, die im Grünreifestadium nur erst wenig auskeimen können, im Vollreifestadium zum grössten Teile auszukeimen. Die Ursache des Keimungsunterschiedes liegt darin begründet, dass die Entwicklungskraft des Embryos nach der Reifung verschieden ist.

12) Nach dem Austrocknen steigt aber die Keimungsenergie des Grünreifesamens auffallend stark.

13) Von vielen Trockenmitteln übt das Eintrocknen mittels Wärme die beste Wirkung auf die Keimbeschleunigung aus; die Wirkung der Wärme als Mittel des Wasserverlustes spielt eine grössere Rolle als der Wärmereiz.

14) Durch Austrocknen wird der Embryo selbst nicht zur Aktivierung angeregt. Beim Austrocknen liegt in der leichten Zerreissbarkeit der getrockneten Samenhaut die Hauptursache zur Keimbeförderung.

15) Nach meiner Ansicht sind der Nachreifevorgang des Samens, dessen Embryo noch nicht fertig ist, und der Reifevorgang des frisch geernteten Samens, dessen Embryo schon fast oder ganz gebildet ist, zu unterscheiden, obwohl die Keimungsenergie des Samens in den beiden Vorgänge durch Austrocknen gleicherweise steigt. Während die Katalase-Menge im ersteren steigt, nimmt sie aber im letzteren ab.

16) Die jüngeren, kleineren Embryonen der unreifen Samen, die jünger als die Vorreifesamen, d.h. noch in Wasser entwicklungsunfähig sind, können in künstlicher Nährlösung zur weiteren Entwicklung gebracht werden. Als günstigste Nährlösung für die Züchtung von unreifen Embryonen empfehle ich folgende :

100 ccm einer 0,1% Knopschen Nährlösung
2,5 g Rohrzucker
0,05 g Asparagin.

17) Aus dem Embryo von kleiner Grösse kann man nur dann eine Pflanze erziehen, wenn man ihn aus dem Endosperm herausnimmt, ihn sich erst in organischer Nährstofflösung bis zu bestimmter Grösse entwickeln lässt und dann in anorganischer Nährlösung im Licht kultiviert.

18) Kommt der getrocknete Same mit Wasser in Berührung, so dringt dieses zunächst durch Kapillarität in den Septumraum (Luftraum), nicht durch die ganze Oberfläche ein, und veranlasst die Aktivierung des Embryos. Einige Risse ums Nabelende herum treten dann durch Ausdehnung des Endosperms infolge Wasseraufnahme ein.

Das Hervorbrechen der Keimwurzel wird aber vor der maximalen Wasseraufnahme des Samens herbeigeführt. Die Druckwirkung der wachsenden Wurzel spielt dabei eine grosse Rolle. Danach schreitet die Entwicklung noch weiter durch Quellungsdruck des Endosperms und Wachstumsdruck der Kotyledonen fort, und das Pflänzchen dringt ins Freie vor.

19) Zur Keimung bedarf der Same einer ziemlich grossen Menge von O_2; die im Septumraum eingeschlossene spielt dabei für die erste Anregung zur Keimung eine grosse Rolle. Pumpt man die Luft im Septumraum mittels Vakuumverfahrens aus, so wird ein auffallender Keimverzug hervorgerufen.

20) Bei der Quellung lässt sich die auffallende Erscheinung er-

kennen, dass die Samen aus einer Frucht fast die gleiche Quellungs- bezw. Keimungsenergie besitzen, die durch die Fruchtindividualität bedingt ist.

Die vorliegenden Untersuchungen wurden im Laufe der Jahre 1919–1923 im botanischen Institut der Universität Tokyo unter Leitung von Herrn Professor Dr. M. MIYOSHI ausgeführt, für dessen wohlwollende Unterstützung ich auch an dieser Stelle meinen herzlichsten Dank ausspreche. Ebenso bin ich Herrn Professor Dr. K. SHIBATA für seine freundlichen Ratschläge zu Dank verpflichtet.

Im Herbst des Jahres 1923 wurde ich nach Sendai versetzt, wo Herr Hofrat Professor H. MOLISCH so freundlich war, meine Arbeit durchzulesen. Ihm drücke ich meinen verbindlichsten Dank aus. Schliesslich gedenke ich gerne des Herrn Professor Dr. S. HATAI in diesem Institut, welcher mir in bereitwilligster Weise zur Vollendung dieser Arbeit Erleichterungen verschafft hat.

Biologisches Institut der kaiserlichen
Tohoku-Universität, Sendai,
im März 1925.

Inhaltsverzeichnis.

I. Einleitung. 1
II. Morphologische und physiologische Veränderung des Samens bei dem Entwicklungsvorgang. 3
1. Gewichtszunahme des Samens bei der Entwicklung. 3
A. Beziehung von Länge und Gewicht der Frucht, des Samens und des Embryos. 7
B. Wachstum des Samens und seine Beziehung zur Jahreszeit. . . 14
2. Mechanismus der Nährstoffleitung im unreifen Samen. 34
A. Rolle des Obturators bei der Nährstoffleitung. 35
B. Physiologische Bedeutung der Nährschicht. 41
3. Die im Samen vor sich gehende Veränderung bei der Samenentwicklung. 50
A. Chemische Vorgänge im reifenden Samen. 50
B. Veränderung der Diastasemenge bei Reifungsprozess. 61
C. Atmungsintensität bei reifenden Samen. 65
III. Keimfähigkeit frisch geernteter, unreifer Samen. 69
A. Keimungsunterschied der unreifen Samen in den verschiedenen Reifestadien. 69
B. Beschleunigung der Keimfähigkeit durch Eintrocknen. 78
C. Erörterung über die Ursache der Keimbeschleunigung durch Austrocknen. 84
IV. Kultur unreifer Embryonen ausserhalb des Samens. 93
A. Eine gute Nährlösung für Embryo-Kultur. 93
B. Erörterung über die Keimung des unreifen Embryos. 105
V. Keimungsphysiologie der Samen. 113
A. Quellungsvorgang und Keimungsprozess des Samens. 113
B. Keimverzug des Samens. 119
C. Fruchtindividualität bei der Quellung. 122
VI. Zusammenfassung. 135

Y. YOSHII.

Über die Reifungsvorgänge des Pharbitis-Samens mit besonderer Rücksicht auf die Keimungsfähigkeit des unreifen Samens.

TAFEL I.

Tafelerklärung.

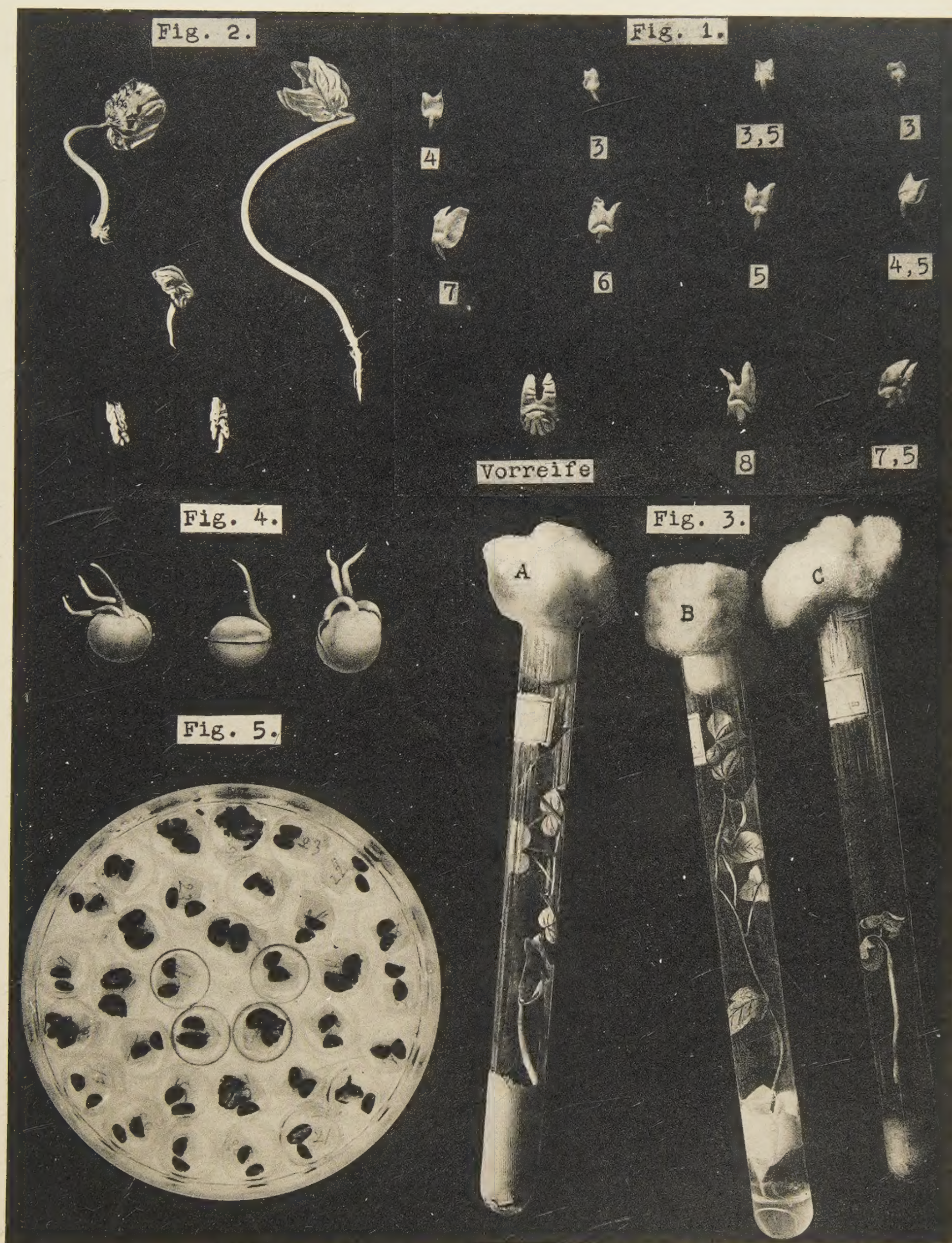
Fig. 1. Embryonen in den verschiedenen Entwicklungsstadien. Nat. Grösse. Die Zahlen (die Länge der Kotyledonen in mm) bedeuten die Entwicklungsstadien.

Fig. 2. Verschiedenheit der Entwicklungsenergie der Embryonen aus Grünreifesamen je nach dem Alter. Verkleinert. Die von Endosperm befreiten Embryonen wurden in Petrischale auf dem mit destilliertem Wasser befeuchteten Filtrierpapier ausgelegt. 6-tägige Kultur.

Fig. 3. Pflänzlinge aus den unreifen Embryonen, die zuvor in organischen Nährlösung (Asparagin-Zucker-Lösung) kultiviert und dann in Knopscher Lösung gebracht wurden, um weiter im Licht zu kultivieren. Verkleinert.
Anfangsgrösse; A 5 mm, B 8 mm, C 4 mm.

Fig. 4. Keimung der Samen in der Frucht, die auf einer entwurzelten Mutterpflanze während 3 Wochen im Freien gestanden hat. Etwas verkleinert. Vgl. hierzu S. 74.

Fig. 5. Quellungsverschiedenheit der Samen nach der Fruchtindividualität. Je zwei Samen in jedem Ring waren aus einer und derselben Frucht gesammelt. Vgl. hierzu S. 128.



Y. Yoshii: Über die Reifungsvorgänge des Samens.

MEMOIRS OF THE SCIENCE DEPARTMENT
UNIVERSITY OF TOKIO

Vol. 1, Pt. 1. Shell Mounds of Omori. By Edward S. Morse. 1879. Yen 2.80

An Appendix to the Vol. 1. Pt. 1. Okadaira Shell Mound at Hitachi. By I. Iijima, and C. Sasaki. 1883. Yen 1.50

Vol. 2. On Mining and Mines in Japan. By C. Netto. 1879. Yen 1.90

Vol. 3, Pt. 1. Report on the Meteorology of Tokio for the Year 1879. By T. C. Mendenhall. 1880. Yen 2.40

No. 4. Geology of the Environs of Tokio. By David Brauns. 1881. Yen 2.90

No. 5. Measurements of the Force of Gravity at Tokio and on the Summit of Fujinoyama. By T. C. Mendenhall. 1881. Yen .60

An Appendix to No. 5. Measurement of the Force of Gravity at Sapporo. By A. Tanakadate, R. Fujisawa, and S. Tanaka. 1882. Yen .60

An Appendix to No. 5. Measurement of the Force of Gravity at Naha (Okinawa) and Kagoshima. By S. Sakai and E. Yamaguchi. 1884. Yen .60

An Appendix to No. 5. Measurement of the Force of Gravity and Magnetic Constants at Ogasawarajima (Bonin Island). Reported by A. Tanakadate. 1885. Yen .60

No. 6. The Chemistry of Sake-Brewing. By R. W. Atkinson. 1881. Yen 2.80

No. 7. Report on the Meteorology of Tokio for the Year 1880. By T. C. Mendenhall. 1881. Yen 3.60

No. 8. The Wave-Lengths of Some of the Principal Fraunhofer Lines of the Solar Spectrum. By T. C. Mendenhall. 1881. Yen .70

No. 9. Earthquake Measurement. By J. A. Ewing. 1883. Yen 3.50

No. 10. Phytochemische Notizen ueber einige japanische Pflanzen. Von J. F. Eykman. 1883. Yen 1.90

No. 11. A System of Iron Railroad Bridges for Japan. By J. A. L. Waddell. (Text) 1885. Ditto. (Table and Plates) 1885. (Out of Print)

No. 12. Leukoskop. Seine Anwendung und seine Theorie. Von Diro Kitao. 1885. Yen 2.10

CONTENTS

Y. Yoshii:—Über die Reifungsvorgänge des Pharbitis-Samens mit besonderer Rücksicht auf die Keimungsfähigkeit des unreifen Samens

---

大正十四年十二月十二日印刷
大正十四年十二月十五日發行

編纂兼發行者 東京帝國大學

東京市日本橋區兜町二番地
印刷者 星野錫

東京市日本橋區兜町二番地
印刷所 東京印刷株式會社

東京市日本橋區通三丁目十四番地
賣捌所 丸善株式會社